ANNALES DE PARASITOLOGIE
HUMAINE ET COMPARÉE

TOME IX — 1er NOVEMBRE 1931 — N° 6

MÉMOIRES ORIGINAUX

ÉTUDE EXPÉRIMENTALE COMPLÉMENTAIRE DE L'*ENTAMOEBA DISPAR* BRUMPT, DE SKOPLJE, SUR LE CHAT

Par **Tshedomir SIMIĆ**

Dans une note antérieure, j'ai signalé les résultats de l'infection de l'homme avec l'*Entamœba dispar*, par l'ingestion de ses kystes. Sur 6 personnes infectées, dont 5 ont été infectées successivement l'une de l'autre, aucune, jusqu'à maintenant, n'a présenté le moindre trouble du côté du tube digestif, malgré que leur infection persiste toujours.

Donc, malgré le passage par plusieurs personnes, en un temps relativement court, cette amibe est restée non pathogène pour l'homme. Dans cette même note, j'avais signalé également mon insuccès, à cette époque, en tentant d'infecter des chats par l'inoculation des amibes de culture, isolées de ces personnes infectées expérimentalement.

Persuadé de l'existence de l'*Entamœba dispar* comme espèce différente de l'*Entamœba dysenteriæ* et comme espèce non pathogène pour l'homme, je ne serais plus revenu sur cette question. Mais l'infection accidentelle d'un chat avec cette même souche, avec laquelle j'avais infecté 6 personnes, m'a permis d'étudier encore une fois cette amibe chez le chat, ayant réussi cette fois à accomplir cinq passages chez ces animaux.

De cette façon, j'ai eu l'occasion de faire, avec une amibe isolée de personnes sans passé dysentérique, cinq passages par l'homme et cinq passages également par le chat. Comme ces expériences sur le chat peuvent présenter un intérêt pratique, je veux les décrire un peu plus en détail.

Dans le but d'étudier la longévité, dans l'intestin du chat, d'un *Trichomonas intestinalis* provenant d'un des sujets que j'avais infecté expérimentalement avec ce flagellé et l'*Entamœba dispar*, j'ai inoculé, le 2 août 1931, cet animal avec la culture de ces deux protozoaires. Comme je ne connaissais pas la longévité de ce flagellé dans l'intestin du chat, ce dernier fut débouché 10 heures après l'inoculation, pour vérifier si le flagellé était encore présent dans l'intestin.

Dans le liquide de lavage de l'intestin du chat, j'ai trouvé, à l'examen direct, un nombre considérable de *Trichomonas* et également quelques amibes. En examinant le chat 3 jours après, j'étais bien surpris de trouver dans ses selles la présence en grand nombre de ces deux protozoaires. Je m'étais assuré, avant l'inoculation, que le chat n'était pas porteur du *Trichomonas felis*. Par l'examen du chat 8 jours après l'inoculation, on constata que le nombre des parasites avait encore augmenté. Le 11 août, c'est-à-dire 10 jours après l'inoculation, le chat, refusant de manger, fut sacrifié. Le rectum ainsi que 5 cent. à peu près de la partie postérieure de l'intestin grêle, étaient remplis de pus dans lequel pullulaient de nombreuses amibes et *Trichomonas*. A l'examen attentif de la muqueuse du rectum, on ne décela aucune lésion macroscopique, à part quelques petites taches congestives de la muqueuse, à la partie supérieure de cet organe. Egalement, parmi les nombreuses amibes que j'ai examinées, je n'en ai pas trouvé une seule ayant phagocyté des globules rouges.

Les amibes et le *Trichomonas*, recueillis sur la muqueuse du rectum du chat sacrifié, furent inoculés le 11 août, à deux chats, dont l'un fut débouché 24 heures et l'autre 40 heures après l'inoculation. A l'ouverture de l'anus, j'ai trouvé chez les deux chats la présence de l'amibe et du *Trichomonas*. Comme les chats infectés maigrissaient rapidement, l'un d'eux fut sacrifié le 17 août et l'autre deux jours après. A l'autopsie des deux chats, on n'a pu constater aucune lésion de la muqueuse du rectum. La partie postérieure de l'intestin grêle ne contenait ni amibes ni *Trichomonas*.

Avec les amibes du chat sacrifié le 17 août, j'ai inoculé deux chats, dont l'un mourut pendant la nuit ; l'autre fut débouché et examiné 42 heures après l'inoculation. Dans les selles de ce chat, on décela facilement, à l'examen direct, des amibes et des *Trichomonas*.

Le 26 août, refusant de manger, ce chat fut sacrifié. A l'autopsie, je n'ai trouvé, de même que chez le chat précédent, aucune lésion macroscopique de l'intestin. Egalement, parmi les nombreuses amibes examinées, je n'en ai pas trouvé une seule contenant des hématies.

Les amibes du chat mort le 26 août ont été inoculées également à deux chats dont l'un a été débouché 24 heures et l'autre 40 heures après l'inoculation. A l'examen des selles du chat débouché 24 heures après l'inoculation, on trouva des amibes sans *Trichomonas ;* cependant, chez le 2e chat, on ne trouva ni amibes ni *Trichomonas.* Les jours suivants, le résultat de l'examen des selles est resté le même chez les deux chats. Le chat infecté seulement avec l'amibe a vécu jusqu'au 3 septembre, date à laquelle il a été sacrifié agonisant. A l'examen du rectum, ici non plus, je n'ai trouvé aucune lésion de la muqueuse, à part quelques petites taches congestives à la partie supérieure de cet organe. Parmi les nombreuses amibes qui pullulaient sur la muqueuse, je n'en ai pas vu une seule contenant des globules rouges.

Les amibes du chat mort le 3 septembre ont été inoculées également à deux chats, dont l'un a été débouché 24 heures et l'autre 42 heures après l'inoculation. A l'ouverture de l'anus, chez les deux chats, on constata la présence des amibes. Le premier chat est mort d'infection amibienne le 10 septembre, en mon absence, et n'a pas été autopsié. Le deuxième chat a été sacrifié agonisant le 12 septembre. A l'examen du rectum, on a trouvé la muqueuse tout à fait d'aspect normal, malgré la présence de nombreuses amibes. Les amibes de ce chat furent inoculées le 12 septembre à deux chats, dont l'un fut débouché 24 heures et l'autre 42 heures après l'inoculation. A l'examen des selles, après l'ouverture de l'anus, on ne trouva d'amibes ni à l'examen direct ni après coproculture. Les jours suivants, l'examen des selles des chats resta négatif et le passage par le chat a été ici malheureusement arrêté.

Donc, avec la même souche d'*Entamœba dispar,* avec laquelle j'ai infecté 6 hommes, je viens d'infecter également 7 chats, dont 5 ont été infectés l'un de l'autre entre le 2 août et 12 septembre 1931.

Bien que cette amibe soit restée 41 jours sur le chat et bien qu'elle ait effectué 5 passages par ces animaux, elle est restée identique au point de vue épidémiologique.

Bien que le rectum de tous les chats infectés ait été rempli de nombreuses amibes, il n'a jamais présenté des lésions visibles à l'œil nu, excepté quelques petites taches congestives à la partie supérieure de cet organe et ceci chez deux chats seulement. On n'a

remarqué non plus, chez les chats infectés, aucune lésion du foie, ou d'un autre organe.

Le Prof. Brumpt, avec la souche d'*Entamœba dispar* dont il a disposé en 1925, a accompli 12 passages par le chat en inoculant des amibes par voie rectale d'un animal à l'autre ; mais, malgré ces nombreux passages, cette amibe n'est pas devenue histophage, c'est-à-dire elle n'a pas pu produire de lésions ulcéreuses de la muqueuse du rectum, ce qu'on observe constamment chez les chats infectés avec l'*Entamœba dysenteriæ*. Cependant lui aussi attire l'attention sur la présence de petites taches congestives.

Sur des milliers d'amibes examinées après l'ouverture de rectum, je n'en ai pas rencontré une seule ayant phagocyté des globules rouges. Cependant, un chat, infecté dans mes expériences antérieures avec cette même souche, a présenté, parmi les amibes trouvées à l'ouverture du rectum, quelques rares amibes ayant phagocyté quelques globules rouges. Le Prof. Brumpt signale également avoir trouvé lui aussi, chez ses chats infectés avec l'*Entamœba dispar*, quelques amibes ayant phagocyté des globules rouges.

Les chats infectés avec l'*Entamœba dispar*, de même que ceux infectés avec l'*Entamœba dysenteriæ*, sont tristes dès le commencement de leur infection ; les yeux deviennent ternes, ils refusent de manger, maigrissent rapidement et meurent en général entre 8 et 14 jours.

Tandis que les chats infectés avec l'*Entamœba dysenteriæ* ont fréquemment du ténesme et présentent une diahrrée sanglante appelée « crachat rectal », contenant, à côté des amibes hématophages, beaucoup de leucocytes et de globules rouges, par contre, ceux qui sont infectés avec l'*Entamœba dispar* n'ont pas de défécations fréquentes ; les selles, au début fécaloïdes, deviennent à la fin liquides et prennent un aspect jaunâtre ; on y trouve, à côté des amibes non hématophages, moins de leucocytes et presque jamais de globules rouges.

On peut se demander si la mort des chats infectés avec l'*Entamœba dispar* est due exclusivement aux amibes ou bien si d'autres facteurs n'interviendraient pas comme cause directe de la mort de ces animaux.

A ce propos, le Prof. Brumpt dit : « La mort fréquemment observée chez nos animaux a rarement pu être attribuée à la seule infection par les amibes... »

En effet, la vie en captivité, l'anesthésie, l'inoculation avec fermeture anale provoquant la stase fécale, quelquefois la déchirure anale produite au moment de l'ouverture de l'anus, etc., tous ces facteurs

seuls provoquent sans doute souvent la mort de ces animaux, mais, dans l'ensemble de mes expériences, l'infection amibienne détermine sûrement la mort.

Pour démontrer que l'amibe est la cause de la mortalité des chats infectés avec l'*Entamœba dispar*, j'ai effectué l'expérience suivante. Sur quatre petits chats, pesant chacun 190 gr., encore allaités par leur mère, j'ai fait avaler à deux, à deux reprises, dans du lait, la culture de l'*Entamœba dispar*, isolée d'un des chats mort d'infection amibienne. Au troisième on donna de la même façon une culture de selles de chat ne contenant aucun protozoaire et le quatrième servit de témoin. Les deux chats nourris avec des amibes de culture présentèrent des amibes dans leurs selles à partir du 5e jour et moururent, l'un le 11e et l'autre le 12e jour après l'ingestion des amibes. A l'autopsie du premier chat, on ne trouva aucun changement sur la muqueuse du rectum, tandis que le second chat présentait dans cet organe quelques petites taches congestives disséminées. On ne trouva, parmi les amibes examinées, aucune ayant phagocyté des globules rouges. Les deux chats témoins se développèrent normalement et chacun pèse maintenant 250 gr.

A propos des nombreux caractères biologiques qui différencient l'*Entamœba dispar* de l'*Entamœba dysenteriæ*, arrêtons-nous encore une fois sur celui qui paraît le plus important : l'infection de l'homme et du chat par cette amibe.

L'*Entamœba dispar* infecte l'homme et vit en saprophyte chez celui-ci, ne produisant aucun trouble du côté du tube digestif. Certaines souches d'*Entamœba dispar* peuvent également infecter le chat, mais elles ne provoquent jamais chez cet animal de lésions macroscopiques de l'intestin, du foie ou d'autres organes, contrairement à ce qu'on observe constamment chez le chat infecté avec l'*Entamœba dysenteriæ*. Même par le passage successif de l'homme à l'homme ou du chat au chat, cette amibe reste identique au point de vue épidémiologique.

Existe-t-il des amibes dysentériques de « porteurs sains » qui peuvent, après plusieurs passages par l'homme, rester indéfiniment non pathogènes pour celui-ci, ou bien qui peuvent, après plusieurs passages par le chat, ne provoquer chez ces animaux aucune lésion de la muqueuse de l'intestin ? Je ne le crois pas.

Lorsque une amibe, ressemblant morphologiquement à l'*Entamœba dysenteriæ*, se présente toujours, à Skoplje, à Paris ou dans quelqu'autre pays où existe ou non la dysenterie amibienne, avec des caractères biologiques identiques, alors il ne peut s'agir là d'une race locale. On n'a également pas le droit de considérer l'*Entamœba*

dispar comme une variété de l'*Entamœba dysenteriæ*, à cause de ses nombreux caractères différentiels propres. Par conséquent, l'*Entamœba dispar* doit être considérée comme une bonne espèce et quand tous les auteurs auront un jour mis l'*Entamœba dispar* à sa place, on verra que l'*Entamœba dysenteriæ* n'est pas très fréquente en Europe et on déclarera alors bien des pays européens indemnes de dysenterie amibienne.

Résumé

1. La souche d'*Entamœba dispar*, avec laquelle j'ai infecté 6 personnes, a servi à infecter également 7 chats, dont 5 ont été infectés successivement l'un de l'autre.

2. Bien que cette amibe soit restée 41 jours chez le chat et qu'elle ait accompli 5 passages par cet animal, elle n'a pas changé ses caractères épidémiologiques.

3. Cette souche d'*Entamœba dispar* peut infecter le chat, mais ne provoque chez les animaux infectés aucune lésion macroscopique, malgré la présence dans le rectum de nombreuses amibes, bien entendu non hématophages.

4. Comme l'*Entamœba dispar* de Skoplje présente des caractères biologiques identiques à ceux de l'*Entamœba dispar* de Paris, isolée et décrite par le Prof. Brumpt, il ne peut s'agir ici d'une race locale ou d'une variété de l'*Entamœba dysenteriæ*, mais d'une véritable espèce, non pathogène pour l'homme, dont l'existence doit être admise dans tous les pays de l'Europe.

Bibliographie

Simic (Tsh.). — Infection expérimentale de l'homme par *Entamoeba dispar* Brumpt. *Annales de Parasitologie*, IX, 1931, p. 385-391.

Brumpt (E.). — Etude sommaire de l'*Entamoeba dispar* n. sp. amibe à kystes quadrinucléés parasite de l'homme. *Bull. Acad. de Méd.*, XCIX, 3 nov. 1925, p. 993.

Institut d'hygiène de Skoplje (Yougoslavie).

LARVES D'ŒSTRIDES PRODUISANT DES TUMEURS DUODÉNALES CHEZ LES CHEVAUX EN ESPAGNE

Par G. DINULESCU

Tous les gastrophiles parasites du cheval décrits jusqu'à présent vivent, pendant leurs 2e et 3e stades larvaires, fixés à la surface du tube digestif de l'hôte, chaque espèce se localisant en une région déterminée. Les larves, avant d'arriver dans l'estomac, l'intestin ou le rectum, restent pendant toute la durée du 1er stade enfoncées dans la muqueuse buccale (Roubaud, 1917, p. 453 ; Hobmeyer, 1928, p. 163 ; Dinulescu, 1930, p. 491) et on les trouve dans le pharynx au début du 2e stade. De là, les larves vont se fixer : celles du *Gastrophilus intestinalis* (de G.) toujours dans l'estomac ; celles du *G. hæmorrhoidalis* L. dans l'estomac et le rectum ; celles du *G. pecorum* Fbr. dans l'estomac et quelquefois dans le duodenum. Les larves du *G. nasalis* Clark se fixent dans le duodenum et celles du G. *inermis* Br. dans le rectum. Les maladies produites par les gastrophiles sont les suivantes : myiase gastrophilienne des joues du cheval, causée par les larves primaires du *Gastrophilus inermis* (Dinulescu, 1929, p. 419) ; myiases de l'estomac, de l'intestin grêle et du rectum produites par les larves au 2e et au 3e stades de tous les gastrophiles. Les larves, en se fixant à la surface interne de l'estomac, de l'intestin et du rectum, produisent des lésions alvéolaires, des ulcérations et quelquefois des déchirures de la paroi. Ces larves, surtout au 1er stade, en passant par la bouche et le pharynx de l'hôte, produisent des lésions sinueuses et fistuleuses dans la muqueuse de ces organes. Outre ces lésions classiques, on a signalé deux cas particuliers de myiases provoquées par des larves d'autres œstrides. Un cas (Brauer, 1864, p. 891) où une larve d'œstride (*Œstromyia* spp ?) a été trouvée dans une tumeur de l'abdomen d'un campagnol, *Hypudeus arvalis ;* un autre cas (Girard, 1874, p. 3) où une larve d'hypoderme (*Hypoderma* sp ?) était logée dans une grande tumeur chez une sarigue (*Didelphis murina*). Enfin, comme action pathogène spéciale des larves de gastrophiles, citons les conclusions de Goyanez (1926, p. 197) qui, dans une étude sur l'influence des parasites

Annales de Parasitologie, t. IX, n° 6. — 1er novembre 1931, p. 503-511.

animaux dans la genèse du cancer, signale que les larves de gastrophiles peuvent pénétrer dans la muqueuse gastrique des chevaux et y produire des lésions qui peuvent dégénérer en carcinome.

Dans ce mémoire, nous signalons une larve d'œstride qui est fixée au 3e stade dans le duodenum du cheval ; auparavant, elle passe une partie de sa vie (2e stade larvaire) dans la profondeur des tissus de la paroi de l'intestin, en provoquant la formation de certaines tumeurs spécifiques. Nous avons trouvé cette larve parasitant très fréquemment les chevaux provenant de l'Espagne. Jamais nous ne l'avons trouvée sur les chevaux provenant de France ou de l'Europe centrale, de sorte que l'espèce à laquelle elle appartient doit avoir une aire géographique méridionale.

Cet été, les abattoirs de Vaugirard ont reçu beaucoup de chevaux venant d'Espagne, ce qui nous a permis d'avoir un matériel suffisant pour suivre une partie de la vie de cette larve et en même temps pour étudier ces formations tumorales dans la paroi du duodenum. Cette larve, que nous avons pu suivre pendant deux stades larvaires, paraît se rapprocher beaucoup (surtout au 3e stade) d'une autre forme d'œstride signalée dans l'estomac des zèbres de Rhodesia (Afrique du Sud) et qui a été décrite par Pillers et Ewans sous le nom d'*Œstrus* (*Gastrophilus*) *meridionalis*.

Nous avons été amené à découvrir cette larve en cherchant chez les chevaux des larves de *Gastrophilus nasalis* Clark. Nous avons remarqué, à un moment donné, que certains chevaux présentaient, dans le duodénum, non seulement des larves, mais encore, dans la paroi de cet organe, quelques renflements durs de volume variable. A l'ouverture, ces formations d'aspect fibreux, laissaient voir de nombreuses larves jeunes. Nous avons remarqué ensuite que dans le groupe de larves fixées à la surface et que nous supposions appartenir au *Gastrophilus nasalis*, il y avait une forme larvaire très différente.

Description de la larve du Gastrophilus meridionalis

Larve au 2e stade (fig. 1). — Nous décrirons ici la larve au stade où on la trouve à l'intérieur des tumeurs de la paroi duodénale. La larve est composée de 13 segments. Tous les segments sont visibles, le 13e n'étant pas replié à l'intérieur du 12e. Les dimensions sont variables suivant l'âge de la larve. Considérée au moment où elle prépare sa mue pour le 3e stade, la larve a une longueur de 14 à 16 mm. et une largeur de 3 à 4 mm. dans la partie

moyenne du corps. Elle a une forme cylindrique et paraît plus allongée que les larves des autres espèces. Sa couleur est blanchâtre.

FIG. 1. — Larve de *G. meridionalis* au 2e stade, vue latéralement. Même échelle que pour la fig. 2.

Tous les segments, du 2e au 12e, présentent des épines disposées en rangées contournant chaque segment. Ces épines, à la différence de ce qu'on observe chez toutes les autres espèces, sont très réduites et presque atrophiées ; elles sont disposées en 3 rangées sur la partie ventrale et en 2 rangées sur la partie dorsale de chaque segment. Ces épines manquent sur la partie dorsale du 12e segment, et elles sont presque invisibles sur les 3e et 4e segments (fig. 2, pl. X). Les pièces buccales, composées de deux crochets mandibulaires et de deux mâchoires, sont bien développées. Les stigmates qui se trouvent sur le 13e segment sont très réduits et presque atrophiés. Macroscopiquement, ils sont réduits à deux points. Mais, à un faible grossissement, ils montrent deux paires de fentes courtes non recourbées et dont l'ouverture présente un bord très irrégulier (fig. 6).

Larve au 3e stade (fig. 2). — A ce stade la larve présente toujours 13 segments, mais le premier segment céphalique, très court, fait corps avec le 2e segment. Le 13e segment, sur lequel s'ouvrent les stigmates postérieurs, est replié à l'intérieur du 12e ; chez la larve au repos, morte ou fixée, le corps paraît être divisé en 11 segments. Dimensions : longueur, 16 à 18 mm. ; largeur dans la partie moyenne du corps, 6-7 mm. La couleur est généralement jaune pâle. La cuticule de la larve est presque transparente sur la partie dorsale du corps de sorte qu'on aperçoit la couleur rouge du sang ingéré.

Les épines chitineuses sont disposées sur les divers segments en une seule rangée, les 3e et 4e segments étant dépourvus de tout ornement chitineux. Le 3e segment présente encore trois ou quatre plis longitudinaux sur les parties dorsale et ventrale et, entre le 3e et le 4e segments, il y a un étranglement prononcé. Les stigmates, normalement développés à ce

FIG. 2. — Larve de *Gastrophilus meridionalis* (?) au 3e stade, face dorsale.

stade, sont disposés sur une plaque portant trois paires de fentes légèrement recourbées et laissant au milieu de la plaque un espace de forme losangique (fig. 5). Les pièces buccales sont semblables à celles du second stade.

Evolution de la larve et production des tumeurs

Nos observations ont commencé au mois de mai de cette année et elles ont duré jusqu'à la fin du mois d'août, date à laquelle les arrivages de chevaux d'Espagne à Vaugirard étaient de plus en plus rares. Grâce à l'aimable autorisation de M. Raymond, vétérinaire-directeur des abattoirs, et avec le précieux concours de M. Blanchard, vétérinaire-inspecteur, nous avons pu prélever la partie du duodénum contenant des larves et des tumeurs sur un très grand nombre de chevaux provenant d'Espagne.

Sur ces nombreuses pièces, les larves et les tumeurs ont présenté des différences suivant la période à laquelle les observations ont été faites.

Au début du mois de mai, presque toutes ces tumeurs contenaient de nombreuses larves au 2e stade et d'âge différent. Une grande partie de ces larves présentaient au-dessous de leur tégument la cuticule du stade suivant (fig. 3, pl. XI). A la surface interne de l'intestin, il y avait toujours un groupe de larves au 3e stade.

Plus tard, vers le mois de juin et même au début de juillet, les larves devenaient plus rares à l'intérieur des tumeurs. Mais, dans les nombreuses loges vides, il y avait des mues abandonnées par les larves sorties. Dans le groupe de larves de la surface, il y avait à ce moment de nombreuses larves au 3e stade bien développées. Je trouvais en même temps, à l'intérieur des tumeurs, de jeunes larves tertiaires qui cherchaient à sortir. Les tumeurs présentaient une ou plusieurs ouvertures et de nombreux canaux pleins de pus. Dans ce pus il y avait également des mues larvaires.

Vers le mois d'août les tumeurs étaient de plus en plus vides. A la section, elles montraient des loges vides, mais obstruées par le tissu fibreux environnant. Dans la masse fibreuse de la tumeur, on voyait de petites taches rondes, de couleur rougeâtre, dues à de petites hémorragies, produites par les larves. D'autres taches, plus petites, de forme irrégulière, marquaient l'armature chitineuse céphalique du 2e stade dans la dépouille abandonnée par les larves au moment de la mue. A la surface interne, il y avait à ce moment de rares larves au 3e stade, de plus en plus développées et, à côté de celles-ci, on voyait un nombre considérable de très jeunes larves

secondaires qui devaient pénétrer plus tard dans les tissus de la paroi de l'organe (fig. 8, pl. X).

D'après ces observations, nous pouvons résumer l'*évolution larvaire* de cet œstride de la façon suivante : les larves, après avoir passé leur 1er stade dans les muqueuses buccale et pharyngienne, viennent se fixer, sous la forme du 2^{e} stade, dans l'intestin sur la muqueuse duodénale. Là, elles cherchent à s'enfoncer dans la profondeur de la paroi ; probablement par irritation, elles déterminent une réaction locale des tissus qui se traduit par la formation d'un tissu fibreux qui les entoure comme une sorte de loge, dans laquelle on peut trouver de 2 à 5 larves. Dans les grosses tumeurs, il peut même y en avoir plus d'une vingtaine, dispersées dans la masse fibreuse.

Les larves grandissent à l'intérieur des tumeurs et, arrivées à un certain âge, elles muent sur place et abandonnent la dépouille du 2^{e} stade. Arrivées au 3^{e} stade, elles sortent dans la cavité intestinale où elles se fixent de nouveau à la paroi en y implantant profondément la partie antérieure de leur corps. Constamment, les larves de cette espèce enfoncent dans la paroi de l'intestin la tête et les deux segments suivants qui sont dépourvus d'épines. Elles produisent alors des lésions alvéolaires très profondes.

On voit donc que, pendant leur vie, ces larves présentent cette curieuse adaptation à une vie anaérobie à l'intérieur de tumeurs où elles sont séparées de l'air atmosphérique d'où elles pourraient puiser l'oxygène nécessaire à leur respiration. Cette question d'anaérobiose a déjà été soulevée par Kemnitz (1917) pour les larves de gastrophiles qui vivent fixées à la surface du tube digestif. D'ailleurs, nous reviendrons sur cette question dans une prochaine publication. Morphologiquement, cette adaptation se traduit par la réduction sensible des orifices respiratoires (stigmates postérieurs), par une mobilité très restreinte du corps de la larve et par l'atrophie des épines chitineuses qui ornent la surface du corps de ces larves.

Caractères des tumeurs. — Les tumeurs sont de dimensions variant de la grosseur d'une noix ou même au-dessous, jusqu'à celle d'un gros œuf de poule ; elles peuvent être au nombre d'une ou plusieurs chez un même animal. Elles se forment toujours dans la paroi duodénale près du pylore, quelquefois même elles peuvent se trouver dans l'épaisseur du sphincter pylorique. Les petites tumeurs ont toujours une forme arrondie et font saillie à la surface interne du duodénum. Les grosses tumeurs font saillie à la face externe

de l'intestin. Ces tumeurs sont percées d'un ou de plusieurs orifices qui traversent la muqueuse intestinale. Sur la coupe, on voit, à l'intérieur de la masse fibreuse qui remplit ces tumeurs, de petites loges ou des canaux où se trouvent les larves au 2e stade. Les tumeurs sont d'autant plus grandes qu'il y a plus de larves. Les petites renferment 2 ou 3 larves ; dans les moyennes, on en trouve souvent jusqu'à une dizaine. Les grosses en contiennent plus d'une vingtaine. Celle qui est représentée (fig. 1, pl. XI) contenait 26 larves.

Toutes ces tumeurs prennent des aspects différents suivant l'âge de leur formation et le stade d'évolution des larves parasites. Celles où les larves sont encore jeunes sont constituées par un tissu fibreux disposé régulièrement autour des loges remplies par les larves. Quand celles-ci commencent à sortir, les loges se transforment en cavités irrégulières remplies par les mues chitineuses et par un pus abondant. Il reste toujours des traces des anciennes loges abandonnées par les larves et comblées par un tissu moins régulier. Leur aspect sur une section est marbré avec des plaques rougeâtres ; ces marbrures sont dues aux anciennes zones hémorragiques et aux petites zones pigmentées en noir par la chitine des mues non résorbées et incluses maintenant dans le tissu néoformé. Nous ne savons pas ce que deviennent par la suite ces tumeurs, mais nous supposons qu'elles peuvent être de nouveau envahies par de jeunes larves qui arrivent dans le duodenum en même temps que des larves âgées en sortent. C'est par un processus pareil que doivent se former les grosses tumeurs.

Nous regrettons de ne pas avoir pu faire une étude histologique plus détaillée de ces tumeurs. La figure que nous donnons d'une coupe (fig. 3, pl. XI) dans la masse d'une de ces tumeurs montre la disposition régulière du tissu fibreux autour d'une larve secondaire qui, ayant une double cuticule, est en train de passer au stade suivant.

Au point de vue de l'action pathogène, nous croyons que ces parasites doivent produire dans le fonctionnement des organes des troubles d'autant plus graves que les tumeurs sont plus volumineuses et qu'elles sont situées plus près du sphincter pylorique.

Caractères qui différencient la larve de *Gastrophilus meridionalis* de celle de *G. nasalis*. — Comme chez presque tous les animaux examinés cette larve de gastrophile était accompagnée de la larve de *G. nasalis*, nous croyons utile de donner ici quelques détails sur les caractères qui différencient ces deux larves (fig. 3 et 4).

Tout d'abord, les larves au 3e stade de *G. nasalis*, bien qu'elles se trouvent fixées à la muqueuse duodénale à côté des autres larves, ne s'enfoncent jamais dans la profondeur des tissus. Sur les animaux provenant de France ou d'Europe centrale et qui présentent des larves de *G. nasalis*, il n'y a jamais de tumeurs dans la paroi du duodenum. Lorsque les deux sortes de larves sont fixées l'une à côté de l'autre et qu'on essaie de les arracher, celles de *G. nasalis* se détachent plus facilement parce qu'elles se fixent toujours superficiellement en enfonçant la tête et un segment suivant. Au contraire, les larves de *G. meridionalis* se laissent difficilement arracher parce

Fig. 3. — Tête et partie antérieure du corps de la larve de *G. meridionalis* au 3e stade, face ventrale.

Fig. 4. — Larve de *Gastrophilus nasalis*, mêmes parties.

qu'elles enfoncent dans la paroi la tête et 3 ou 4 segments suivants.

La couleur des larves vivantes est bien différente d'une espèce à l'autre. Celles de *G. nasalis* ont une couleur jaunâtre et le tégument est opaque ; celles de *G. meridionalis* sont plus claires et, la cuticule étant transparente, la couleur des organes internes et du sang ingéré leur donne un reflet rouge marbré. Chez *G. nasalis*, tous les segments du 2e au 11e sont pouvus d'épines, tandis que chez *G. meridionalis* le 3e et le 4e segment sont complètement nus.

Pour les larves au 2e stade, les caractères sont encore plus différents. D'abord, les larves de *G. meridionalis*, sorties des tumeurs, sont d'une couleur plus claire et presque immobiles ; celles de *G. nasalis*, arrachées de la paroi, sont très actives. Les orifices stigmatiques sont normalement développés chez *G. nasalis*, tandis que

chez *G. meridionalis*, ils sont très réduits (M, fig. 6). De même, les épines tégumentaires sont presque atrophiées chez cette dernière espèce.

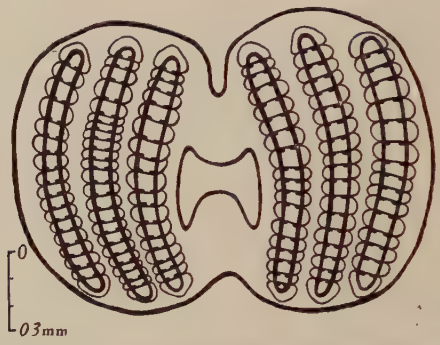


Fig. 5. — Stigmates de la larve de *Gastrophilus meridionalis* au 3e stade.

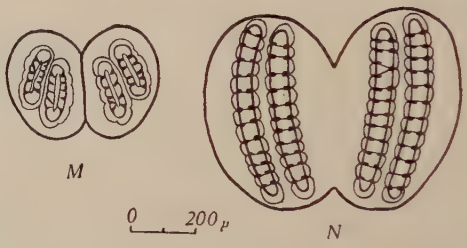


Fig. 6. — Stigmates des larves au 2e stade : M, *Gastrophilus meridionalis*, N, *G. nasalis*.

Explication des Planches X et XI

Planche X

Fig. 1. — Larve de *Gastrophilus meridionalis* au 3e stade, faces dorsale et ventrale.
Fig. 2. — Larve de *G. meridionalis* au 2e stade, dans les tumeurs duodénales.
Fig. 3. — Larve de *G. meridionalis*, mue du 2e stade et larve au 3e stade sortie de cette mue. Ces trois figures presque grandeur naturelle.
Fig. 4. — Tumeur de grandeur moyenne sectionnée perpendiculairement à la surface de l'intestin (coupe transversale).
Fig. 5. — Tumeur découverte du côté de la lumière de l'intestin.
Fig. 6. — Tumeur de petite dimension avec 3 larves.
Fig. 7. — Tumeur avec une seule larve.
Fig. 8. — Partie d'une tumeur où on voit de jeunes larves en train de pénétrer à l'intérieur de celle-ci.

Planche XI

Fig. 1. — Tumeur gastrophilienne dans la paroi duodénale, vue à la surface interne de l'intestin.
Fig. 2. — Même tumeur sectionnée perpendiculairement à la paroi intestinale. Ces deux figures sont réduites de 1/4.
Fig. 3. — Coupe histologique dans une portion de tumeur, la larve présente deux téguments (2 et 3, larve en train de muer).

FIG. 1.

FIG. 2.

FIG. 3.

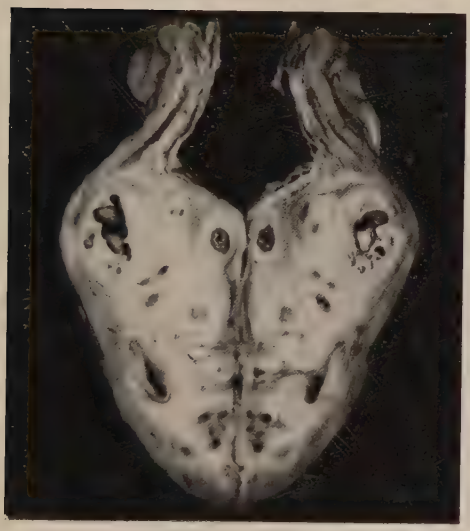


FIG. 4.

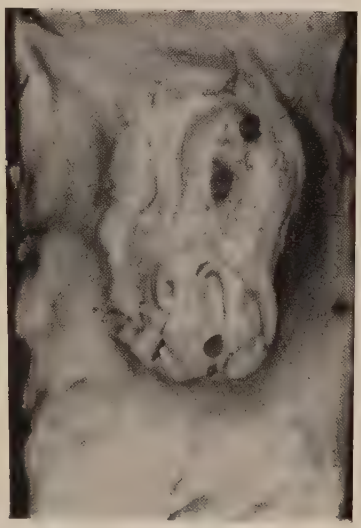


FIG. 5.

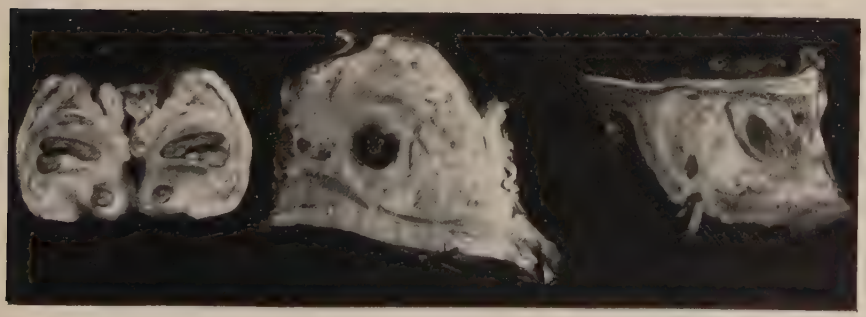


FIG. 6. FIG. 7. FIG. 8.

FIG. 1.

FIG. 2.

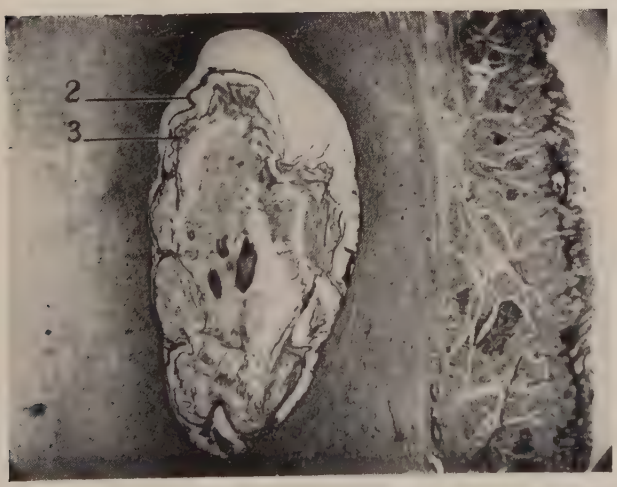


FIG. 3.

Résumé

Dans ce travail, nous signalons la présence, chez des chevaux d'Espagne, d'une larve de *Gastrophilus* probablement identique à la forme larvaire d'*Œstrus* (*Gastrophilus*) *meridionalis* Pillers et Ewans, signalée par ces auteurs comme parasitant l'estomac des zèbres en Afrique du Sud. Cette larve, qui se fixe à la paroi du duodenum, présente, à la différence de toutes les autres larves d'œstrides, la particularité de passer une partie de sa vie (durant le 2e stade) dans la profondeur des tissus, donnant lieu ainsi à la formation de tumeurs parasitaires dans le duodénum et même le pylore.

Nous donnons des détails sur l'évolution de cette larve pendant deux stades de sa vie. Au 2e stade, elle s'enfonce dans les tissus de la paroi duodénale en provoquant la formation de tumeurs ; elle y mue et sort ensuite au 3e stade pour continuer, fixée à la surface interne de l'intestin, sa vie jusqu'à la nymphose.

Nous terminons par la description morphologique de la larve à ces deux stades et par une étude sommaire des tumeurs gastrophiliennes.

Bibliographie

Brauer (Fr.). — Entomologische Beiträge. *Verh. Zool. Bot. Gesellsch. in Wien*, XIV, 1864, p. 891-902.

Dinulescu (G.). — La larve au 1er stade du *G. inermis* Br. et la myiase gastrophilienne des joues chez le cheval. *Ann. de Parasit.*, VII, 1929, p. 419-429.

— Sur la biologie des œstres du cheval. *C. R. Acad. sc.* CXCI, 1930, p. 499-491.

— Une larve d'œstride produisant des tumeurs dans le duodenum des chevaux en Espagne. *C. R. Acad. Sc.*, CXCIII, 1931, p. 550-552.

Girard. — Larve d'œstride trouvée dans une tumeur chez *Didelphis murina* en Guyane. *Bull. Soc. linnéenne du nord de la France*, VI, 1874, p. 3.

Goyanez (J.). — Influencia de los parasitos animales en la genesio de cancer. *Confer. J. Resen. R. Soc, esp. hist. nat.*, I, 1926, p. 197-223.

Hobmeyer (A. et H.). — Morphologie und Biologie der Larve von *Gastrophilus pecorum* Fbr. *Centralbl. f. Bakt., Orig.*, CVIII, 1928, p. 163-172.

Kemnitz (G. A. V.). — Untersuchungen über den Stoffbestand und Stoffwechsel der Larven von *Gastrophilus equi* (de Geer.). *Zeitschrift f. Biol., physiol. Teil.*, LXVII, 1917, p. 129.

Pillers (A. W.) et Ewans (A. M.). — A new larva of *Œstrus* (*Gastrophilus*) from zebras, *Œstrus* (*Gastrophilus*) *meridionalis*. *Ann. Trop. Med. and Parasit.*, XX, 1926, p. 263.

Roubaud (E.). — Autoinoculation et développement primaire dans les muqueuses buccales de la larve du gastrophile équin. *C. R. Acad. Sc.*, CLXIV, 1917, p. 453.

Laboratoire d'évolution des êtres organisés (Prof. Caullery)
Faculté des sciences de Paris.

LOCALISATION RARE DE L'*HYPODERMA BOVIS* CHEZ L'HOMME

Par RIBEIRO DOS SANTOS

Un malade, A. S., 42 ans, métis, Brésilien, agriculteur, habite une propriété rurale. Ses fonctions consistent à surveiller et contrôler les plantations et les récoltes des produits agricoles. Le soir, en ren-

Fig. 1. — Aspect du pénis avec les deux nodules sur la partie dorsale.

trant de son travail, il se repose au bord d'un ruisseau, se couchant complètement nu dans l'herbe et parfois s'endormant ainsi. A son réveil, il se baigne et rentre. Un jour, il remarque sur le dos de son pénis deux nodules qui s'agrandissaient lentement et étaient dou-

Annales de Parasitologie, t. IX, n° 6. — 1er novembre 1931, p. 512-513.

loureux à la pression. Quoique connaissant, tant chez l'homme que chez les animaux, les lésions causées par l'hypoderme, il croit que ses lésions sont d'origine vénérienne, les attribuant à son dernier coït, datant de 8 jours, et, pour ce motif, vient nous consulter au dispensaire antivénérien.

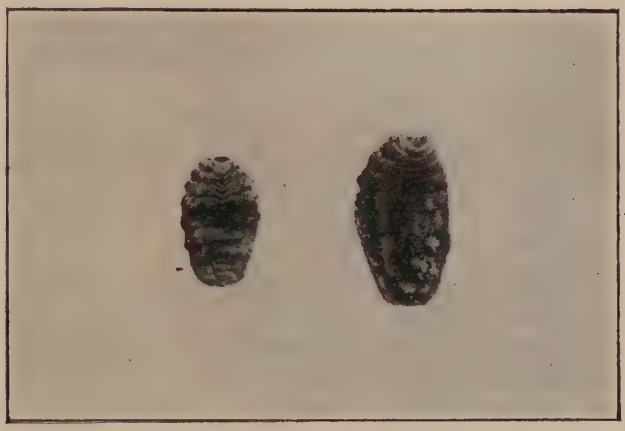


Fig. — Les deux larves d'*Hypoderma bovis* extraites des nodules.

En ouvrant les deux nodules, nous retirons deux larves, une grande et une plus petite. Une tentative pour faire évoluer les deux larves dans une chambre spéciale n'a pas réussi, car elles sont mortes au bout de quelques heures, probablement à la suite des traumatismes causés par le patient, qui grattait les nodules prurigineux.

Nous avons eu l'occasion de présenter le cas aux Professeurs Pirajá da Silva et Flaviano Silva.

Bahia, Brésil.

CULICIDES DU GABON

II. CULICINÉS (*suite*)

REMARQUES SUR LA BIOLOGIE DES *MANSONIOIDES* ET D'*AEDES (STEGOMYIA) ARGENTEUS* POIRET

Par **Henri GALLIARD**

Culex fatigans Wiedemann

J'ai pu récolter de nombreux adultes mâles et femelles dans les habitations de Port-Gentil en novembre. Cette espèce est, comme les autres, introuvable en saison sèche. Cependant, comme beaucoup d'autres culicides, les adultes restent actifs : j'ai trouvé des larves dans un trou creusé sur les bords de la Nyanga avec *Anopheles mauritianus, Culex duttoni, C. decens, C. perfuscus, C. pruina.* Cette espèce est peut-être strictement domestique pendant la saison des pluies, mais, pendant la saison sèche, elle est sauvage comme les autres et pond ses œufs, occasionnellement, loin des habitations. C'est une question de latitude : en Afrique du sud, on trouve des adultes pendant toute l'année dans les maisons (Bedford).

On a cru longtemps que cette espèce, très commune dans les régions intertropicales du monde entier (Schwetz, au Congo Belge, l'a trouvé avec *C. duttoni* absolument partout entre Elisabethville et Boma) (1), représentait seule le groupe *pipiens* en Afrique, mais cette dernière espèce est trouvée un peu partout maintenant dans la région éthiopienne (Afrique du sud, Kenya, Congo belge, Nigéria). Elle doit sûrement exister au Gabon.

Culex rima Theobald

Culex rima *var.* koumbai *nov. var.*

J'ai trouvé quelques adultes de cette espèce dans une habitation en novembre à Port-Gentil.

Elle est assez répandue et signalée déjà dans les localités suivan-

(1) *Etudes et notes d'entomologie médicale sur le Katanga*, Bruxelles, 1927.

Annales de Parasitologie, t. IX, n° 6. — 1er novembre 1931, p. 514-529.

tes : Ashanti, Nigeria du Sud, Lagos, Congo belge, Uganda, Zululand.

Edwards (1) en a figuré l'appareil génital qui semble présenter des variations suivant la localité. Un des spécimens du Gabon semble différent des types du Soudan et du Vieux Calabar et se rapproche, mais uniquement en ce qui concerne les appendices du premier article des forcipules (fig. 1), de *C. salisburiensis* Theobald.

Fig. 1. — *Culex rima*, spécimen du Gabon.
Hypopygium : 1er et 2e article des forcipules.

Au contraire, chez quatre autres mâles que j'ai pu récolter dans la même localité, l'hypopygium était nettement différent (fig. 2). Les autres caractères me paraissent insuffisants chez ces spécimens plus ou moins endommagés pour les décrire comme espèce nouvelle et je me contenterai de leur donner provisoirement le nom de var. *koumbai*.

Culex univittatus Theobald

Espèce très répandue en Afrique et dans le bassin méditerranéen. Je l'ai peu rencontrée au Gabon. Sa larve est d'ailleurs très difficile

(1) *Bull. entom. res.*, XIII, 1922-1923, p. 86.

à distinguer de celle de *Culex decens*, quoique plus petite. Localité: quelques femelles à Port-Gentil dans une habitation (novembre) ; essaim de mâles à Mourindi (juillet).

Cette espèce, qui semble peu répandue (Nyassaland, Est africain anglais, Nigeria du Nord, Congo belge), est extrêmement commune au Gabon. J'ai trouvé des larves dans de nombreuses localités et dans des gîtes très divers, le plus souvent en forêt : eau de source

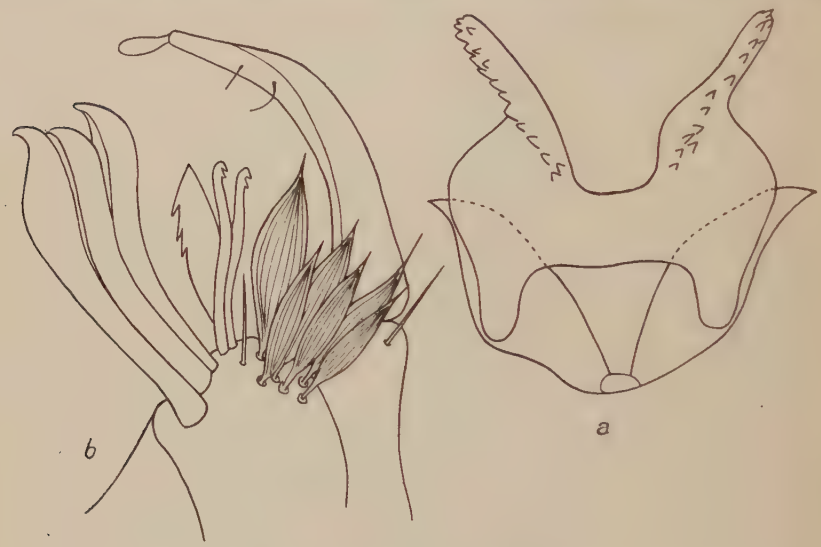


Fig. 2. — *Culex rima*, var. *koumbai*, nov. var. *a*, lobes du tube génital ; *b*, 1er et 2e articles des forcipules.

Culex perfuscus Edwards

avec algues vertes (avec *A. mauritianus*, *A. funestus*, *A. theileri* et *C. bitæniorhynchus*), dans une eau putride avec *C. pruina* (Eschiras), mare résiduelle sous bois, dans le lit d'un marigot, près du village de Kroussou (avec *A. mauritianus*), bord d'une rivière à courant faible (Agouma), dans l'eau remplissant une pirogue échouée (Mokabo). Je n'ai jamais trouvé d'adultes dans les habitations.

L'adulte, décrit par Edwards (1), qui a bien voulu déterminer mes exemplaires obtenus par élevage, ressemble beaucoup à *C. invidiosus* Theobald. Cependant, l'hypopygium du mâle est assez caractéristique.

(1) *Bull. entom. res.*, V, 1914, p. 71.

Les larves, dont j'ai pu obtenir des adultes par élevage, n'avaient pas encore été trouvées. En voici la description :

Tête : les antennes ne présentent rien de particulier, la touffe de soies sensorielles est située à l'union du tiers antérieur et du tiers moyen ; soies post-antennaires antérieure et postérieure à trois branches ; plaque mentale à 18 dents (fig. 3, *a*).

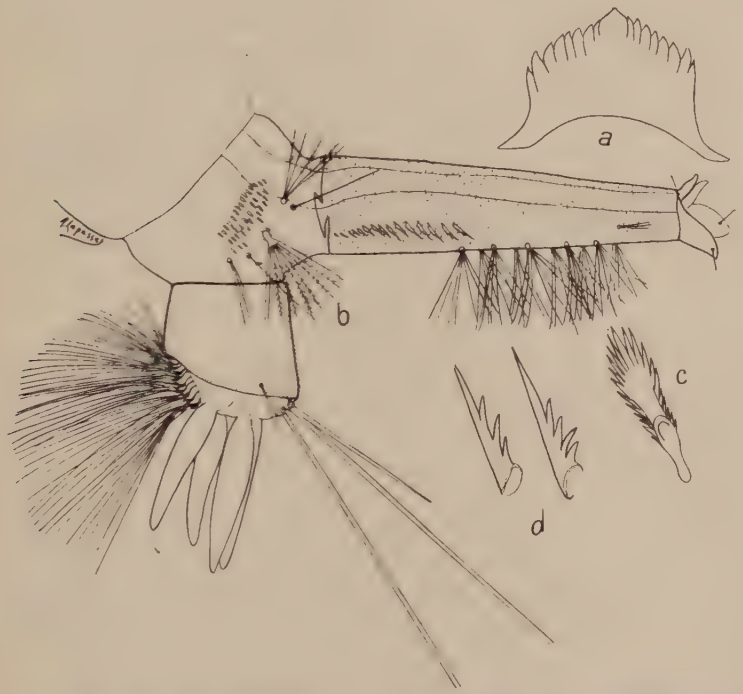


Fig. 3. — Larve de *Culex perfuscus*. *a*, plaque mentale; *b*, 8e segment, segment anal et siphon; *c*, une dent du peigne du 8e segment; *d*, dents du peigne du siphon.

8e segment : dents du peigne à extrémité mousse au nombre de 22 à 24 disposées sur une aire triangulaire.

Siphon : relativement court et trapu : indice 3,5. Dents du peigne au nombre de 15 présentant le plus souvent 3 denticulations, parfois 2, rarement 4. Le siphon présente également deux rangées de 5 touffes de soies situées de part et d'autre de la ligne médiane ventrale, la longueur de ces soies étant à peu près égale à la largeur du siphon à sa base. Au niveau de la dernière touffe, deux soies à 2 ou 3 branches courtes sont situées sur les faces latérales.

Culex invidiosus Theobald

Espèce très commune en Afrique occidentale et Congo belge. L'hypopygium est absolument identique à celui de *C. decens* et a été figuré par Edwards (1). La larve est très difficile à distinguer de celles de *C. univittatus*, quoique plus grande, et de *C. laurenti*.

Au Gabon c'est, plus encore que *C. perfuscus*, l'espèce que j'ai rencontrée le plus souvent dans les gîtes les plus divers : en forêt ou en savane pendant toute la saison sèche, eau courante avec *A. mauritianus*, eau de source, trou à eau argileuse (Tchibanga), mare herbeuse en plein air (Eschiras, Fernan Vaz), mare résiduelle près de la mer avec *A. costalis* (Mayumba), gîtes dans la forêt (Kroussou, Agouma), dans une pirogue sur les bords de l'Ofoubou (Mokabo). J'ai capturé également en saison des pluies de nombreux adultes mâles et femelles dans une habitation de Port-Gentil.

Culiciomyia nebulosa Theobald

Cette espèce, assez caractéristique à l'état larvaire et à l'état adulte, a été confondue pendant un certain temps avec *C. impudicus* Ficalbi de la région paléarctique. *C. nebulosa* est très commun également dans la région éthiopienne, et il est domestique au même degré que *C. fatigans*, *C. duttoni* (2). Mais, en ce qui concerne le Gabon, je puis faire la même remarque pour *C. nebulosa* que pour les espèces, très communes en général, comme *Culex fatigans*, *C. univittatus*, mais ici beaucoup moins répandues que *C. perfidiosus* et *C. perfuscus*, qui sont considérés comme plus rares en d'autres régions.

Localité : Mayumba, en juin, 2 femelles dans une case ; Port-Gentil, en novembre (1 femelle dans une habitation).

Lutzia tigripes Grandpré et de Charmoy

Une des espèces les plus répandues dans la région éthiopienne. La larve, facile à distinguer parmi toutes les autres, ressemble à celle de *Lutzia vorax* de la région orientale, mais l'adulte se rapproche du genre *Culex*, surtout par la constitution de l'appareil génital mâle.

(1) *Bull. of entom. res.*, V, 1914, p. 70.

(2) Cependant Schwetz (*loc. cit.*) à Elisabethville, obtenant 90 p. 100 de *C. duttoni* dans ses élevages, n'a jamais trouvé d'adultes dans les maisons alors qu'ils y existent en abondance à Port Gentil. Il considère aussi *C. nebulosa* comme très rare dans les habitations quoique les larves pullulent dans de nombreux gîtes.

Au Gabon particulièrement il n'existe pas de gîte où l'on ne rencontre ces larves : gîtes temporaires, forestiers ou non, herbeux ou avec conferves, avec *A. funestus, A. costalis* ou *A. mauritianus ;* gîtes artificiels à eau argileuse ; eau croupie, putride, avec *C. pruina, C. perfuscus*. Les larves, très prédatrices, gênent beaucoup les élevages d'autres espèces qu'elles finissent par détruire complètement. Je ne les ai vu attaquées elles-mêmes que par des larves de *Mucidus*, également carnassières, mais plus grandes. Il est douteux que, dans la nature, elles puissent détruire un nombre important de larves d'*Anopheles* qui leur échappent beaucoup plus facilement, surtout dans les algues vertes, que les larves de *Culex*, ce que l'on observe d'une façon constante dans les élevages.

Les adultes pondent pendant toute la saison sèche. Dès le mois de novembre, on en trouve quelques-uns dans les habitations (Port-Gentil), ce que Schwetz considère comme très rare à Elisabethville.

Localités : Port-Genfil, Mayumba, Tchibanga (plusieurs gîtes), Eschiras, Bongo, Mokabo, Kroussou, Tsiki.

Ficalbia (Ingramia) malfeyti Newstead

Ce genre ne comprend que deux espèces africaines. *I. malfeyti* est un moustique de très petite taille dont l'aire de dispersion semble assez réduite : Gold coast (Ingram), Congo belge.

J'ai trouvé des larves en grande abondance à Fernan Vaz, en novembre, dans un gîte temporaire herbeux, avec *C. guiarti, A. costalis* et *A. mauritianus*. La larve au quatrième stade est petite, à siphon court. Elle a été figurée par Edwards (1). Les nymphes, également petites et très actives, sont pâles, verdâtres ou jaunâtres.

Les adultes ne semblent pas être domestiques : malgré la grande quantité de larves et de nymphes et la proximité des gîtes à une vingtaine de mètres, je n'ai jamais pu en capturer dans les cases.

Aedeomyia africana Neveu-Lemaire

Ce genre rappelle un peu *Tæniorhynchus* par les écailles des ailes. L'espèce a été décrite d'après un spécimen mâle recueilli au poste de Doufilé, sur le Nil, par E. Brumpt. Elle a été trouvée par la mission de Dutton et Todd au Congo belge, par Ingram et Macfie à Accra (Gold Coast).

(1) *Bull. of entom. res.*, III, 1912, p. 384.

Localité : Fernan Vaz (novembre) ; une femelle capturée le soir, dans une habitation ; octobre (dét. : F. W. Edwards).

Mimomyia mimomyiaformis Newstead.

Cette espèce semble plus fréquemment trouvée que la précédente (Nigeria, Gold Coast, Congo belge).

Localité : Port-Gentil (mai), un mâle capturé avec un essaim d'*Uranotænia pallidocephala* sur des composées à 10 heures du matin, en plein air (dét. : F. W. Edwards).

Tæniorhynchus (Mansonioides) uniformis Theob. et T. (Mansonioides) africanus Th.

Espèces très répandues dans toute la région éthiopienne. Au Gabon, on les trouve à peu près partout, sur la côte, en forêt, en savane. Ce sont, ici comme partout ailleurs probablement, les culicidés les plus insupportables pour l'homme. En général, dans les habitations, leur nombre est le même chaque soir et ne semble pas influencé par les pluies et le vent comme dans le cas des anophèles et des autres culicidés. Ce sont, avec les anophèles, les dernières espèces domestiques à disparaître et les premières à réapparaître au changement de saison.

Mais ce qui les caractérise plus spécialement, c'est que ce sont les seuls moustiques qui attaquent l'homme, et avec férocité, pendant toute la saison sèche. Ils sont naturellement moins nombreux et beaucoup plus localisés, ce qui s'explique facilement par la réduction du nombre et de l'étendue de leurs gîtes larvaires qui semblent exister alors uniquement auprès des cours d'eau relativement importants. Ces localités sont d'ailleurs bien connues des blancs et des indigènes, ce sont toujours les mêmes, et l'on peut être certain, quand on entend parler d'un lieu infesté en cette saison par les moustiques, qu'il s'agit de *Mansonioides uniformis* ou *M. africanus*.

T. (Coquilletidia) aurites Theobald

Espèce jaune clair caractéristique. Semble peu répandue (Congo).

Localité : Fernan Vaz (novembre) : une femelle capturée le soir dans une case (dét. : F. W. Edwards).

La biologie des espèces du genre *Tæniorhynchus* est bien connue Ingram et Macfie (1) ont décrit la larve de *M. uniformis* qui se

(1) *Bull. of entom. res.*, III, 1912, p. 75.

développe dans les eaux à *Pistia stratiotes*. Schwetz (1) a montré que, si le cycle d'évolution de *M. africanus* et de *T. aurites* était intimement lié, en ce qui concerne la ponte, à *Pistia stratiotes*, du moins lorsque ces larves sont à un stade assez avancé elles peuvent se servir d'autres plantes aquatiques : *Impatiens irvingii* et *Hydrolea glabra*.

Aedes (Aedimorphus) domesticus Theobald

Espèce dont l'aire de dispersion est assez restreinte, mais qui semble très commune en Afrique équatoriale et dans les régions limitrophes (Congo, Nigeria, Ashanti, Gold Coast).

Localité : Fernan Vaz (novembre) ; une femelle dans une habitation européenne.

Aedes (Aedimorphus) nigeriensis Theobald

Deux larves de cette espèce ont été trouvées dans un marais herbeux, près du lit de l'Ovigui, à la lisière de la forêt et de la plaine des Eschiras, en septembre, avec *A. mauritianus*, *C. decens*. Octobre (dét. : F. W. Edwards).

L'espèce est commune en Afrique occidentale, australe et équatoriale.

Aedes (Aedimorphus) nigricephalus Theobald

Quelques femelles dans une habitation, un mâle obtenu dans un élevage de larves de différentes espèces. L'hypopygium est surtout caractéristique par le second article des forcipules : voir la figure donnée par Edwards (2). Espèce seulement connue en Afrique occcidentale ; n'existe pas au Congo belge.

Localité : Port-Gentil, en novembre (dét. : F. W. Edwards).

Aedes (Aedimorphus) punctothoracis Theobald

J'ai obtenu cette espèce par élevage de larves trouvées à Mayumba dans un gîte temporaire herbeux situé entre la mer et la lagune, avec des larves de *Mucidus*, *Lutzia tigripes*, *A. costalis*, *C. decens*.

La larve a été figurée par Wesché (3) ; je l'ai reproduite ici avec

(1) *Rev. zool. bot. Afr.*, 15 janvier 1930, p. 311.
(2) *Bull. of entom. res.*, VII, 1917, p. 220.
(3) *Bull. of entom. res.*, I, 1910, pl. I.

plus de détails (fig. 4). L'adulte est facilement reconnaissable grâce à l'ornementation de son thorax.

L'appareil génital mâle est représenté ici tel que je l'ai trouvé (fig. 5). Theobald (1) en a donné une figure toute différente et qui se rapproche plutôt de celle d'Edwards concernant *A. albocephalus* Theob. (2).

C'est une espèce assez commune en Afrique : Zululand, Transvaal, Orange, Rhodésia, Angola, Gold Coast, Congo belge.

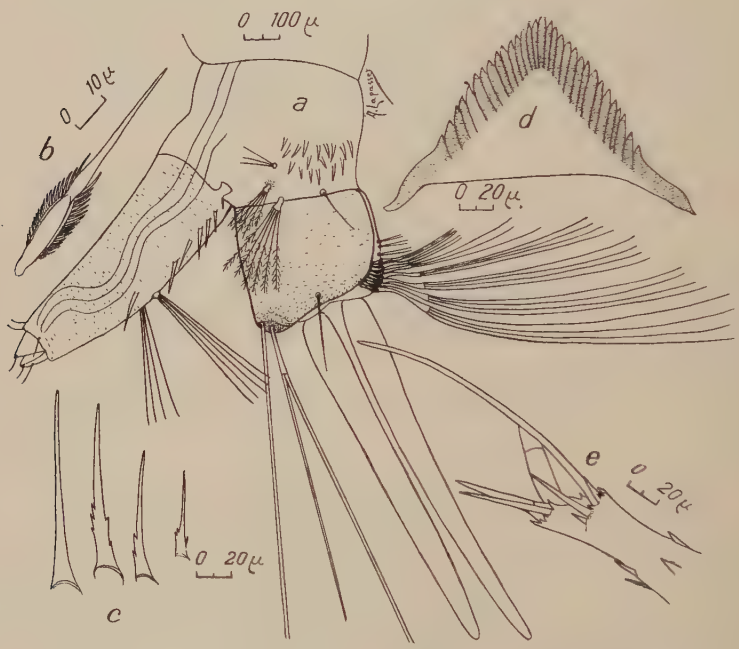


Fig. 4. — Larve d'*Aedes punctothoracis*. *a*, extrémité postérieure avec le siphon, le 8e segment et le segment anal ; *b*, dent du peigne du 8e segment ; *c*, dents du peigne du siphon ; *d*, plaque mentale ; *e*, extrémité d'une antenne.

Aedes (Banksinella) lineatopennis Ludlow

Des spécimens femelles ont été capturés dans une habitation de Port-Gentil en novembre.

Cette espèce a une distribution géographique très vaste car on la trouve non seulement dans la région éthiopienne, mais aussi aux Indes, en Assam, en Malaisie, aux Philippines (dét. : F. W. Edwards).

(1) *Mon. of Culicidæ*, vol. V, p. 206.
(2) *Bull. of entom. res.*, 1915, p. 277.

Áedes (Stegomyia) simpsoni Theobald

C'est une espèce dont la distribution géographique est assez vaste, on la trouve en Afrique, depuis le Soudan et l'Abyssinie jusqu'au Transvaal, en passant par Gold Coast, l'Uganda, Nyassaland, Angola, Congo belge.

Cette espèce semble assez commune au Gabon. J'en ai capturé un certain nombre d'exemplaires dans les villages de la forêt du Mayumbe, entre Mayumba et Tchibanga, où elle attaque l'homme en plein jour (juin).

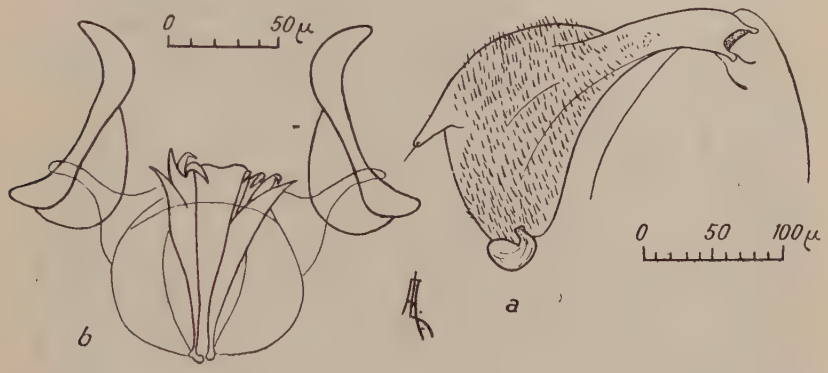


Fig. 5. — Hypopygium d'*Aedes punctothoracis*. *a*, 2e article des forcipules ; *b*, détails du mésosome.

Aedes (Stegomyia) argenteus Poiret

Je ne fais pas ici une étude complète de ce Culicidé : je ne pourrais que répéter ce que tout le monde sait déjà. Je me contenterai de donner quelques indications sur sa biologie dans la région et à l'époque où je l'ai observé au Gabon.

Rien de très particulier ni de très neuf à signaler en ce qui concerne les grandes agglomérations de la côte comme Port-Gentil. Là, en saison des pluies, on trouve tous les gîtes classiques ; l'espèce est strictement domestique. Les adultes sont nombreux dans les habitations et vous attaquent toute la journée et la nuit ; quant à savoir si ce sont uniquement des femelles écloses déjà depuis un certain temps qui piquent le jour, il semble que cette hypothèse repose sur des bases assez fragiles : la présence ou l'absence d'ornements thoraciques.

En saison sèche, les *Stegomyia* sont moins nombreux dans les habi-

tations, mais on les trouve pendant toute cette période sans aucune interruption. D'ailleurs, à Port-Gentil, il se produit des cas de dengue pendant toute l'année (1). En brousse, forêt ou savane, les conditions sont bien différentes : le *Stegomyia* dans un village du Gabon trouve difficilement un gîte domestique ; ici, pas de boîtes de conserves, c'est un matériel beaucoup trop précieux et trop excep-

Fig. 6. — Dikoudou : village type de la savane; au centre l'arbre à fétiches, à gauche, le pigeonnier, à droite, l'abreuvoir des pigeons.

tionnel et les indigènes en font des instruments divers: couteaux, peignes, etc. On a donc raison de dire que les *Stegomyia* sont d'autant plus nombreux que la civilisation est plus développée, si toutefois la civilisation peut se jauger par la quantité et la qualité des détritus. Ici, on ne trouve pas non plus de récipients, pas de

(1) D'après le médecin-capitaine Sanner, l'épidémie de dengue débuta en 1930 au mois d'avril, c'est-à-dire au déclin de la saison des pluies, et persista pendant la majeure partie de la saison sèche. Les archives de l'ambulance révèlent qu'une épidémie, il y a quelques années, avait également présenté son acmé en cette saison.

réservoirs, les indigènes vont chercher l'eau avec leurs gourdes au marigot, qui est toujours proche, au fur et à mesure de leurs besoins. Au centre de chaque village (fig. 6) il y a un arbre sur lequel sont cloués les fétiches de la chasse, à côté, le pigeonnier traditionnel et une sorte de marmite supportée par un trépied qui sert d'abreuvoir aux pigeons. Dans ces récipients on trouve toujours, en saison

Fig. 7. — Piste de Kroussou à Mokabo. Clairière débroussée ; base d'un kapokier avec ses contreforts limitant des dépressions où s'accumule l'eau de pluie : gîte favorable pour les larves d'*Aedes argenteus*.

sèche, des larves et des nymphes d'*Aedes argenteus*, surtout dans les villages de savane ; ces larves et ces nymphes s'élèvent facilement. Dans les cases du village que représente la photographie, on était attaqué par les adultes, et ceci se passait cependant aux environs du 14 juillet, c'est-à-dire en pleine saison sèche, à une époque où les écarts de température sont assez importants (11° la nuit et 25° le jour). C'est en saison sèche, dans cette région, le seul culicide qui attaque l'homme avec *Mansonioides africanus* et *M. uniformis*.

La reproduction se fait donc, mais au ralenti, et ce ralentissement n'est pas influencé ici par la sécheresse comme dans d'autres régions, plus éloignées de l'Equateur, mais par l'abaissement de température ou c'est du moins un des facteurs qui interviennent dans ce phénomène si complexe de l'hibernation. Je reviendrai d'ailleurs sur ceci avec plus de détails à propos des anophèles. Ici (entre l'équateur et le 3e degré de lat. sud), si les gîtes sont rares, le degré hygrométrique de l'air reste élevé. Le *Stegomyia* pond où il peut et il n'a jamais à aller très loin des habitations pour trouver un gîte aquatique ; en savane, ces gîtes sont possibles, mais ne sont guère favorables : je n'ai jamais trouvé de larves, ce qui d'ailleurs ne prouve rien, dans les marigots à eau faiblement courante dont les villages ne sont guère éloignés de plus de quatre ou cinq cents mètres. En forêt, la question ne se pose même pas : les eaux résiduelles sont exceptionnelles, les marigots ont sinon un courant trop rapide du moins des eaux très froides, impropres au développement de toutes espèces de larves de Culicides, sauf dans certains cas d'*Anopheles mauritianus*.

En saison des pluies les collections d'eau sont évidemment innombrables, mais en forêt les gîtes propices peuvent être très limités. Les villages sont construits sur un terre-plein surélevé, en contre-bas duquel passe le cours d'eau, torrentiel à cette époque ; il se produit également sous bois des gîtes dans les bas-fonds inondés, gîtes défavorables d'ailleurs pour cette espèce. On sait que le *Stegomyia* peut, au point de vue des lieux de ponte, être indifféremment domestique ou sauvage : à défaut de boîtes de conserve, de calebasses ou d'enveloppes de noix de coco, les larves peuvent aussi se développer dans les trous d'arbres ou dans les cavités constituées par l'enchevêtrement de racines superficielles ou dans l'eau retenue par les pétioles des feuilles de certaines Broméliacées, de certaines Aracées, ou même à la cime des cocotiers comme on l'a vu au Tanganyika et à Dar-es-Salam.

Dans la forêt du Gabon, au moment des pluies, l'eau s'accumule fréquemment à la base des kapokiers entre les sortes de contreforts qui se continuent par des racines superficielles : sous bois, je n'ai pas pu y trouver de larves, alors que ce sont au contraire des gîtes favorables dans les clairières débroussées ou incendiées par les indigènes pour l'établissement de leurs plantations (fig. 7). La femelle préfère voler quelques mètres de plus pour déposer ses œufs dans un espace découvert. Ceci semble en contradiction avec ce que l'on sait de sa biologie : loin des habitations, elle pond dans les hautes herbes ou à l'abri de buissons parfois épais où elle trouve

ensuite un abri (1). Mais il y a peu de rapport entre le « bush », le « thicket », isolé le plus souvent dans un espace découvert, et la pénombre de la grande forêt. D'ailleurs on trouvait des femelles et quelques mâles dans l'excavation du tronc du kapokier représenté sur la photographie ci-jointe et dans l'abri très suffisant produit par

Fig. 8. — Plantation de taros (*Colocasia esculenta*, Aracée), près d'un village de forêt.

l'enchevêtrement des troncs et des branches d'arbres abattus tout autour.

J'ai parlé tout à l'heure des gîtes larvaires constitués par certaines plantes. Près des villages de forêt il y a toujours une clairière avec une plantation de « taros » (*Colocasia esculenta*, Aracée) dont les tubercules constituent une des principales nourritures des indigènes. La cavité de la spathe d'une part, le réceptacle formé par l'imbrication des pétioles engainants d'autre part, où s'accumule

(1) Voir à ce propos Dunn, *Bull. of entom. res.*, XVIII, 1927, p. 21 et 145.

l'eau de pluie, pourraient également servir de gîtes à *Stegomyia* (1). Mais ces plantes ont une autre fonction, au dire des indigènes : les fleurs secrètent une sorte de substance visqueuse qui attire et agglutine les moustiques, à tel point que certains villages qui étaient infestés ont pu s'en débarrasser grâce à ces plantations. Ceci me fut confirmé par un colon : les moustiques en trois ans disparurent de sa plantation ; au début ils étaient si abondants que les indigè-

FIG. 9. — Larve de *Mucidus mucidus*. *a*, plaque mentale ; *b*, mandibule ; *c*, *d*, *e*, *f*, 4e, 5e, 13e, 18e et dernière dent du peigne du siphon.

nes refusaient de travailler et, toute la nuit, pour les éviter, ils dansaient autour des feux.

Il n'en reste pas moins vrai que tous les gîtes naturels sont probablement des gîtes d'exception (2) où ce moustique peut se perpétuer mais non pulluler. *Aedes argenteus* devient assez rare, surtout en forêt où l'espèce prédominante paraît être dans certaines localités *Aedes simpsoni*, à mesure que l'on s'éloigne des agglomérations importantes.

(1) CARTER (H. R.). (*Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XVIII, 1924, p. 493) en a trouvé à Panama dans les collections subsistant à l'aisselle des feuilles d'une *Colocasia*, mais il considère que ces larves ne sont pas viables.

(2) Cependant les expériences de L. H. DUNN (*loc. cit.*) montrent que dans certains cas *A. argenteus* choisit pour pondre ses œufs des tiges de bambous placées jusqu'à 500 yards de toute habitation, de préférence aux mêmes récipients situés dans les habitations ou dans leur voisinage immédiat.

Uranotænia (Pseudoficalbia) inornata Theobald

Des larves ont été trouvées dans une pirogue échouée sur les bords de l'Ofoubou avec *C. perfidiosus* et *C. perfuscus*. Cette larve est caractéristique, elle a été décrite par Ingram d'après des specimens récoltés en Gold Coast (1).

U. (Uranotænia) pallidocephala Theobald

Essaim de mâles sur des composées en plein air à dix heures du matin. Un seul spécimen a pu être conservé.

L'espèce est surtout remarquable par la structure des pattes : voir à ce sujet les descriptions d'*U. abnormalis* et les figures données par Theobald (2).

Localité : Port-Gentil en mai. Déterm. : F.-W. Edwards.

Mucidus mucidus Karsch

Les trois espèces du genre *Mucidus* connues en Afrique sont remarquables par leur taille et par les écailles blanches et jaunes qui hérissent leur corps et leurs pattes. L'une d'elles, *M. scatophagoides* existe dans la région éthiopienne et dans la région orientale (Inde). Au Gabon, je n'ai rencontré que *M. mucidus* qui est strictement africain. J'ai obtenu cette espèce par élevage. La larve est prédatrice, plus encore que celle de *Lutzia tigripes ;* elle ressemble morphologiquement à celle de *M. africanus,* telle qu'elle a été représentée par Hopkins (3). J'ai figuré ici (fig. 9) les caractères qui me semblent un peu particuliers à *M. mucidus ;* la distinction entre les deux espèces est cependant difficile. La larve de *M. scatophagoides* a été décrite par Bedford (4), mais la figure ne permet pas de voir s'il existe des caractères différentiels avec les deux autres espèces.

Localité : Mayumba (mai) ; gîte herbeux avec *A. costalis, Aedes punctothoracis, Lutzia tigripes, C. decens.*

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris

(1) *Bull. entom. res.*, XIII, 1922-23, p. 409.
(2) *Mon. of Culic.*, V, p. 515.
(3) *Bull. of entom. res.*, XXII, 1931, p. 90.
(4) *5th and 8th Reports, Dir. Vet. Res., Union of South Africa*, 1818, p. 745.

GAMBUSIA HOLBROOKI ET PALUDISME EN CORSE

RÉSULTATS DE SIX ANNÉES DE LUTTE ANTILARVAIRE AU MOYEN DES POISSONS CULICIPHAGES

Par G. COULON et J. SAUTET

En 1928, dans une communication à l'Académie des Sciences, le Professeur Brumpt écrivait : « Malgré les merveilleux résultats « obtenus dans certains pays par la destruction des larves de mous- « tiques, l'application des diverses méthodes mécaniques et chimi- « ques de lutte antilarvaire, utilisées dans la prophylaxie du palu- « disme, se heurte trop souvent, soit à la mauvaise volonté des inté- « ressés, soit à la faiblesse ou l'inertie des pouvoirs publics, soit, et « plus souvent encore, au prix élevé des travaux à effectuer pour « réaliser cette lutte.

« C'est la raison pour laquelle nous devons toujours nous effor- « cer d'utiliser des méthodes biologiques, en particulier celles qui « sont basées sur la voracité de certains poissons, exotiques ou non, « ayant une prédilection marquée pour les larves de moustiques. « Ces méthodes présentent, en effet, l'avantage d'être peu coûteuses « et de ne déranger en rien les habitudes de la population des « régions impaludées. »

La Station antipaludique de Corse, créée par la Fondation Rockefeller et dirigée par le Professeur Brumpt, ne s'est pas contentée de préconiser la lutte contre les moustiques, à l'aide du *Gambusia* (1), elle a fait un gros effort pour répandre et acclimater les *Gambusia* dans toute la Corse et il est peu d'estuaires de rivières ou de gîtes larvaires important où elle n'ait introduit, souvent à plusieurs reprises, cet intéressant auxiliaire.

Aussi cette présente note a-t-elle pour but de montrer, par des faits et des chiffres, les résultats obtenus six ans après le début des tra-

(1) Ce poisson, originaire de l'Amérique du Nord et envoyé, sur la demande du Professeur Sella, en Espagne, par le Bureau of Fisheries des Etats-Unis, s'est multiplié dans ce pays d'où il a été expédié en Italie en 1922. En 1924, M. Boyer, directeur des services agricoles de Corse, introduisit 28 exemplaires de *Gambusia* à Vaccaja, près de Caterragio et à l'Ecole d'Agriculture de Castelluccio, près d'Ajaccio.

Annales de Parasitologie, t. IX, n° 6. — 1er novembre 1931, p. 530-545.

vaux, résultats déjà exprimés en 1928 par l'un de nous, mais qu'aujourd'hui, avec plus de recul, nous pouvons mieux juger.

Chargés de la lutte antipaludique en Corse par le Ministre de la Santé publique, sur la proposition du professeur Brumpt, nous avons pu apprécier combien, avec des moyens réduits, il était difficile de faire une lutte antilarvaire efficace dans de vastes régions

Fig. 1. — Estuaire du Favone en juillet. L'eau, douce en hiver, renferme parfois, quand elle ne s'écoule plus dans la mer en été, 27 gr. de sel marin par litre. Avant l'introduction des *Gambusia*, malgré cette forte teneur en sel, on y rencontrait toujours quelques larves d'*Anopheles* (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

marécageuses, d'un abord souvent difficile et combien, dans ce cas, l'emploi systématique du *Gambusia*, basé sur la connaissance de la biologie de ce poisson, pouvait rendre d'inappréciables services.

D'une façon générale, nous pouvons dire que le *Gambusia holbrooki* trouve en Corse, dans la région littorale et dans les vallées basses, qui nous intéressent particulièrement au point de vue du paludisme, des conditions extrêmement favorables à sa vie et à sa multiplication.

Le climat avec ses hivers doux, ses été chauds, lui convient admi-

rablement. Il n'a pas, d'autre part, d'ennemi naturel vraiment redoutable. Les eaux douces de Corse n'hébergent que trois poissons : la truite, l'anguille et une blennie. Les deux premiers sont bien des poissons carnivores, mais la truite se cantonne dans les eaux claires et courantes des torrents et l'anguille, malgré sa voracité et son abondance en Corse, ne paraît guère influer sur la densité du *Gambusia* dans les eaux où ils cohabitent.

Fig. 2. — Empoissonnement de l'estuaire de l'Ostriconi. Le transport des poissons se fait dans des bidons de fer blanc d'une contenance de 15 à 20 litres (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

Une seule exception est à considérer pour les eaux saumâtres, en communication avec la mer, comme les canaux de St-Florent et les estuaires des rivières où les bars remontent fort avant dans les canaux, poursuivant les bandes de *Gambusia*, qui, pour cette cause, sont beaucoup moins nombreux que dans les endroits où ces poissons carnivores n'ont pas accès.

En dehors des poissons, le *Gambusia* ne rencontre en Corse que des ennemis tout à fait occasionnels et d'importance négligeable. C'est ainsi que nous avons vu, à l'occasion du peuplement de collections d'eau avec des sujets fatigués par le transport, des *Gambusia*

attaqués par des dytiques, des notonectes, des sangsues, voire des grenouilles qui, cependant, ne se nourrissent pas habituellement dans l'eau, et qui cueillent, en surface, quelques *Gambusia*.

La présence de ces ennemis, en grande quantité, n'a pas empêché les *Gambusia* de proliférer dans ces mêmes eaux.

Le *Gambusia*, dans les eaux stagnantes de Corse, rencontre, d'autre part, peu de concurrence vitale ; la faune est très abon-

Fig. 3. — L'étang pégenne de Capo di Padule où l'eau, renfermant 52 grammes de sel marin par litre en été, permet néanmoins la conservation des *Gambusia* qui se répandent de là au moment des inondations et des pluies dans tout le marais de Capo di Padule (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

dante, trop abondante même au début de la saison. C'est une des raisons qui contribuent à rendre moins efficace l'action des *Gambusia* au printemps lorsque leur densité se montre assez faible.

Leur faculté d'adaptation aux eaux progressivement salées, est considérable. Leur tolérance est bien supérieure à celle des larves d'anophèles.

Avec le professeur Brumpt, nous avons observé, à Favone (fig. 1), des larves d'anophèles dans de l'eau salée à 27 gr. (limite supérieure observée par nous), tandis que dans le marais de Capo di Padule,

nous avons observé la persistance des *Gambusia*, tout l'été, dans des mares résiduelles où la teneur en sel a atteint 52 gr. pour 1.000, c'est-à-dire une concentration supérieure à celles indiquées par Petragnani et Castelli en Sardaigne, à Cagliari (fig. 3).

D'autre part, avec le professeur Brumpt, nous avons pu constater que ces *Gambusia*, non seulement persistent dans ces eaux plus salées que l'eau de la mer, mais encore s'y multiplient. Nous avons trouvé nombre de très jeunes sujets et beaucoup de femelles gravides qui, disséquées, ont montré des embryons entièrement développés. L'abondance des sujets de petite taille contrastait avec l'absence presque complète d'individus de grande taille.

Les auteurs italiens cités plus haut signalent aussi la grande résistance du *Gambusia* au jeûne (plus de 2 semaines) ; nous avons observé des survies au bout de 5 semaines, à la température du laboratoire, l'été.

Les *Gambusia* vivent aussi admirablement bien dans les eaux polluées ; c'est ainsi que nous avons, à Bastia, un vivier à *Gambusia* dans un ruisseau servant d'égout et de déversoir des produits de déchet d'une distillerie.

Dans les mares en voie de dessiccation, ils demeurent vivants dans le mélange d'eau et de vase, tant qu'il persiste un peu d'eau.

Enfin, quoique médiocres nageurs et fuyant les courants, les *Gambusia* que nous avons mis dans certaines rivières corses, au cours torrentiel, se sont maintenus malgré les crues violentes d'hiver.

Dans de pareilles rivières, aux eaux claires et rapides, où *Gambusia* et truites coexistent, les *Gambusia* demeurent rares mais forment d'abondantes colonies dans tous les endroits où le courant devient nul ou faible et où se développe de la végétation aquatique.

Comportement des Gambusia dans les différents types de gîtes larvaires où ils ont été introduits en Corse

Les différents types de gîtes à larves d'anophèles dont nous avons à nous occuper, en Corse, sont, d'une part, des gîtes pérennes, d'autre part, des gîtes saisonniers.

Gîtes pérennes. — Dans cette catégorie, nous avons de nombreux puits de jardins, des marais avec ou sans canaux de drainage et des mares résiduelles formées par les anciennes crues des rivières et ne communiquant que temporairement avec elles au moment des crues.

C'est dans les gîtes permanents que les *Gambusia* donnent, et de beaucoup, les résultats les meilleurs et les plus constants.

Dans les puits de jardins, que leurs parois soient de pierres grossièrement assemblées ou simplement de terre, les *Gambusia* demeurent assez peu nombreux, surtout lorsqu'il n'y a pas de végétation aquatique. La raison en est simple : faute de nourriture, les grands mangent les petits nouvellement éclos. On comprend que, dans ces conditions, leur avidité pour toute proie vivante assure une stérilisation complète de ces gîtes au point de vue larves de moustiques

Fig. 4. — Le barrage de l'Argentella dont on avait demandé la destruction comme mesure antipaludique et qui a pu être conservé grâce à la lutte antilarvaire faite par les *Gambusia* (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

et cela dès le printemps, leur nombre demeurant toujours suffisant. Le seul obstacle qu'ils trouvent à leur action est quelquefois la présence de conferves. Quant aux *Lemna* qui entravent leur action, elles empêchent également le développement des larves d'anophèles et ne permettent guère que celui de quelques larves de *Culex* à long siphon.

Pour ce genre de gîtes, le *Gambusia* constitue donc un mode de traitement, non seulement suffisant, mais encore le meilleur, parce qu'il n'exige qu'un minimum de surveillance et de frais et ne

dérange pas les habitants. Il suffit de s'assurer de temps en temps de la présence des *Gambusia* et, au besoin, de faire un faucardage rapide ou un nouvel empoissonnement, si, pour une cause fortuite, les poissons ont disparu.

Depuis 1927, nous avons empoissonné tous les puits de jardins de Portovecchio et, depuis 4 ans, ce mode de traitement nous a donné toute satisfaction ; les larves d'anophèles, autrefois très abondantes, ont disparu dans tous les cas ; il en est de même dans les bassins du Fango, à Bastia.

Au barrage de l'Argentella (fig. 4), mêmes constatations. En 1927, on y trouvait de 50 à 300 larves au m^2, sur les rives, alors qu'actuellement, on n'en trouve plus.

Les marais qui ne sèchent pas complètement l'été sont assez rares en Corse, dans les années courantes. Prenons comme exemple le marais de Pinarello, dans la Casinca.

Ce marais qui, en 1927, présentait un grand nombre de larves d'anophèles : 10 à 100 au m^2, fut, à cette époque, empoissonné avec des *Gambusia*. En 1931, ayant eu l'occasion d'étudier à nouveau ce gîte, nous y avons trouvé des *Gambusia* en quantité, mais, par contre, les larves d'anophèles avaient presque complètement disparu.

Les *Gambusia*, sans donner une protection absolue en raison de la gêne que leur cause la végétation, sont donc néanmoins très efficaces dans ce cas et ce sans aucune dépense, ce marais étant, d'autre part, presque impossible à traiter par les autres procédés de lutte antilarvaire. Par contre, s'il existe en Corse peu de marais pérennes, il subsiste à leur place de nombreux canaux de drainage et de colmatage. Ces gîtes, s'ils présentent à l'état spontané des densités larvaires plus considérables que les marais qu'ils ont remplacés, ont sur eux le très grand avantage d'être non seulement d'étendue plus réduite, mais surtout d'accès facile et de permettre ainsi une surveillance et, le cas échéant, une action plus aisée. Ils ne constituent donc qu'une étape, mais capitale, de l'assainissement des marais. Dans ces canaux, surtout lorsqu'ils sont herbeux, les *Gambusia* existent toujours en grande quantité, même au printemps ; l'été, leur développement y devient prodigieux. Au printemps, on continue à y trouver, quoique en nombre restreint et seulement de place en place, quelques larves d'anophèles à tous stades et quelques nymphes, mais bien vite, en raison de la pullulation des *Gambusia* qui rend plus sévère la lutte pour la vie, des nombreux sujets nouvellement nés dont la taille exiguë permet l'accès des écheveaux d'herbes aquatiques, la présence de larves devient une exception, puis une rareté.

L'œuvre ainsi réalisée, sans frais, à l'aide des *Gambusia*, est considérable.

Passons en revue les principaux gîtes de cette nature étudiés en

Fig. 5. — Barque située dans un canal faisant communiquer l'étang de Biguglia que l'on voit au loin avec son canal de ceinture. Les *Gambusia*, mis au début dans ce dernier, ont envahi tous les bords de cet étang saumâtre (15 à 30 gr. de sel par litre) (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

1925-1926 par le Professeur Brumpt et ses collaborateurs et où ils introduisirent des *Gambusia*.

Comparons, à cet effet, les densités larvaires (nombre de larves d'anophèles au mètre carré) trouvées en 1926 et en 1931 :

Régions	Canaux	Nombre de larves au metre carré	
		1925-1926	1931
Région de *Biguglia*.....	Grand Fossone.	500 environ	0 environ
	Canal de ceinture de l'étang de Furiani.	500	0
	Canal de colmatage au Fossare.	50	1 ou 2
	Canal de la Giunchetta.	300	0
Casinca.....	Canal de dessèchement de la Casinca.	200-300	1
	Canal du Bollaro de Campo al Cervo.	50-200	0
Région d'*Aléria*..	Canaux étang Del Sale.	50	0
	Canal Ziglione à Del Sale.	500	0
Région de *Portovecchio*.....	Canal central de Capo di Padule.	200	0
Région de *Saint-Florent*.....	Canaux d'eau douce des marais (sauf exception).	50-200	0
Calvi.....	Canaux de drainage du bassin de Calvi.	30-300	1 à 2

Cette comparaison dans le temps, entre les états antérieur et postérieur à l'introduction des *Gambusia*, s'est trouvée corroborée par l'observation faite par le Professeur Brumpt au Grand Fossone, dans des parties du canal (bateaux immergés) (fig. 6) où les *Gambusia* n'ont pu avoir accès et où pullulaient les larves d'anophèles (1).

En résumé, dans ce cas qui est, nous le répétons, parmi les plus favorables, l'action des *Gambusia* ne se révèle un peu insuffisante qu'au printemps. Il faut y remédier à ce moment par des faucardages ou par des projections de vert de Paris.

(1) *C. R. Académie des Sciences*, CLXXXVI, 1928, p. 909.

Gîtes saisonniers. — Ils comprennent des gîtes du printemps et du début de l'été et des gîtes de la fin de l'été et du début de l'automne. Dans la première catégorie, nous avons les prairies inondées au printemps et des marais séchant l'été ou se trouvant envahis par l'eau de mer.

Dans les prairies inondées au printemps et qui sèchent au mois

Fig. 6. — Le grand Fossone où les *Gambusia* ont rendu de si grands services pour la lutte antilarvaire. Tandis que les larves de Culicidés sont rarissimes dans l'eau du canal, certaines barques renfermant de l'eau mais pas de poissons, présentent 300 à 500 larves d'*Anopheles* par mètre carré. Rien ne peut démontrer d'une façon plus nette le rôle des *Gambusia* (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

de mai, les *Gambusia* ne sauraient, évidemment, avoir d'action utile. La plupart des marais de Corse, nous l'avons déjà signalé, se dessèchent l'été. Il faut donc empoissonner ces marais, soit au début du printemps, soit mieux à l'automne, dès le retour des eaux. C'est dans ce cas que les *Gambusia* se montrent le moins efficaces. Pendant tout le printemps, la multiplication des anophèles est très active, alors que les *Gambusia* sont clairsemés dans une grande étendue d'eau encombrée de végétation. Aussi, dans de pareils gîtes,

on trouve, en abondance jusqu'en fin juin-juillet, des larves d'anophèles. Vers cette époque, le tableau change, le volume des eaux se réduit rapidement, le nombre des *Gambusia* s'est considérablement accru. Jusqu'à l'assèchement complet, ils assurent un contrôle efficace de ces marais. Les *Gambusia* ne sont donc à même de lutter contre les larves, qu'à une saison où celles-ci tendent à disparaître d'elles-mêmes, par la sécheresse.

Fig. 7. — Puits creusé dans le marais de la Lisca à Porto-Vecchio pour servir de refuge aux *Gambusia* pendant la saison sèche (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

Le meilleur procédé pour remédier à cet ordre de choses, nous paraît être celui que nous avons employé avec le Professeur Brumpt au marais de la Lisca, à Portovecchio. Ce marais ne sèche que fin août. Nous avons fait creuser (fig. 7), en 1928, une mare large et peu profonde en son point le plus bas. Nous entretenons dans cette mare une abondante végétation. En ce point, se concentrent les *Gambusia* du marais. Nous avons réalisé ainsi un empoissonnement massif, dès l'automne, et la période printanière de carence des *Gambusia* s'est trouvée très réduite comme durée et intensité.

Dans ce cas particulier, l'accès étant presque impossible, et toute lutte antilarvaire demeurant précaire sans grands travaux préalables, nous avons réalisé ainsi, à peu de frais, un assainissement très acceptable.

Les marais envahis par l'eau de mer l'été offrent cette particularité intéressante que nous avons signalée à propos de la résistance considérable des *Gambusia* à la salure, d'assurer la persistance de

Fig. 8. — Un autre puits creusé dans un point du canal de ceinture du grand marais de Capo di Padule à Porto-Vecchio (Mission Rockefeller ; cliché E. Brumpt).

l'espèce jusqu'au retour des eaux douces. Aussi, ces gîtes (fig. 3) s'ils sont saisonniers pour les anophèles, sont pérennes pour les *Gambusia* et se comportent, à peu de chose près, comme les marais ne séchant jamais.

Les gîtes saisonniers de la fin de l'été et de l'automne sont constitués par les rivières dont le cours se ralentit à l'extrême ou même cesse complètement, formant des mares résiduelles, des anses encombrées de végétation ou de petites lagunes aux estuaires, lorsque ceux-ci sont séparés de la mer par une barre.

Les estuaires (fig. 1 et 2) méritent d'être distingués des autres gîtes de rivière, par leurs caractères spéciaux : plus grande profondeur, salure plus ou moins marquée, végétation différente. Nous pouvons dire que les *Gambusia* se sont maintenus dans tous les estuaires fermés l'été où ils ont été introduits.

Ils ont donné des résultats d'autant plus intéressants que les rivières étaient moins importantes.

A Faoutea, à Favone (fig. 1), à San Pellegrino sur la côte orientale, à Porto sur la côte occidentale, les résultats ont été de premier ordre :

Localités	Nombre de larves au mètre carré	
	1926-1927-1928	1931
Faoutea	600	0
Porto	100-300	0
San Pellegrino	10-200	2 à 10

Ils ont été moins bons au Liamone où le nombre des *Gambusia* est demeuré faible ; les larves y étaient par ailleurs rares.

Dans les rivières, les résultats sont très inégaux, suivant les endroits et les années ; ils sont, en général, d'autant meilleurs que le cours d'eau est moins important et moins bons sur les rives que dans les mares résiduelles, complètement séparées du cours, où les résultats sont, en ce cas, parfaits.

En 1927, le Professeur Brumpt, au pont du Tavignano, à Aléria, constate la présence de *Gambusia* apportés par le courant. Encouragé par cet essai, il fit empoissonner de *Gambusia* d'autres fleuves : Stabiaccio, Fium'orbo, Abbatesco, Golo, Fium'alto, Liamone.

Or les résultats sont inégaux et varient suivant les années, probablement avec la force des crues.

Par exemple, nous trouvons dans ces fleuves qui furent empoissonnés :

Localités	Nombre de larves au mètre carré	
	1927	1931
Stabiaccio	3 à 400	0 (*Gambusia* très abondants).
Fium'orbo (Mares du Pont)	10 à 100	50 à 60 (pas de *Gambusia*).
Abbatesco (Pont)	300	0 (*Gambusia*).
Golo (Pont du chemin de fer)	10 à 20	10 (pas de *Gambusia*).
Fium'alto (Pillego)	200	0 (*Gambusia*).
Liamone	50	0 à 10 (peu de *Gambusia*).
Tavignano (Pont)	nombreuses larves	4-5 (peu de *Gambusia*).
Ruisseau de Vadina	60	2-10 (peu de *Gambusia*).
Ruisseau de Vix	10	0 (*Gambusia*).

Ces résultats sont donc variables et on ne peut pas compter sur une action automatique des *Gambusia*, pour stériliser ces gîtes. Mais les résultats obtenus dans certains cas sont des plus favorables et diminuent d'autant le travail à effectuer pour la lutte anti-larvaire.

Diminution du nombre des Anophèles adultes

Dans beaucoup d'endroits, nous manquons d'éléments précis de comparaison, voici en d'autres les chiffres observés :

Localités	Nombre d'adultes capturés	
	1925-1926 (août-sept.)	1931 (août-sept.)
Biguglia (Grand Fossone)		
Abri des ouvriers	103	9
Etable Ferdinandi	50-200	3
Ferme Mordiconi	25-100	5

Ces chiffres, qui n'ont évidemment qu'une valeur relative, car il n'y a jamais deux années identiques, présentent cependant des différences si considérables qu'on ne peut pas ne pas en être frappé.

Dans beaucoup d'autres endroits, les habitants ont remarqué un changement considérable, comme dans la région de Biguglia, à l'Argentella, à Porto. Nous ne parlons pas, naturellement, de la région de Portovecchio où des mesures antilarvaires complètent l'action des *Gambusia*.

Mais le paludisme a-t-il régressé dans ces régions qui ont bénéficié si largement de l'action anti-larvaire des *Gambusia* ? Il est malheureusement impossible de le dire d'une façon précise, car les éléments de comparaison nous manquent ; l'indice plasmodique de la population de ces différentes régions n'ayant pas été fait d'une façon assez systématique, avant le début de la lutte anti-larvaire par les *Gambusia*.

Cependant, il semble bien que, pendant ces dernières années, il y ait eu une amélioration sensible de l'endémie paludéenne dans la plaine de Biguglia, Porto, etc...

Résumé

Le *Gambusia* est un auxiliaire des plus intéressants dans la lutte anti-larvaire. Son action est plus efficace l'été et l'automne qu'au printemps. Il peut suffire, seul, dans de nombreux cas, sous réserve de contrôler son action et de l'aider, au besoin, par des faucardages, ou de la compléter au printemps par des épandages de larvicides (le vert de Paris ou les huiles de pétrole sont inoffensifs pour les *Gambusia*).

Dans les cas moins favorables, il rend toujours des services appréciables, surtout lorsqu'on ne peut envisager des mesures anti-larvaires plus complètes.

Aussi, il faut en introduire dans toutes les eaux et, au besoin, à plusieurs reprises. Il faut, au printemps ou mieux à l'automne, assurer l'empoissonnement des gîtes qui ont séché l'été et pour ce, constituer des réserves. Il est encore mieux, lorsque la chose est possible, de créer, aux points les plus déclives du marais, des viviers assez grands pour assurer un empoissonnement massif, dès le retour des eaux.

D'autre part, il est nécessaire de surveiller et de contrôler l'action des *Gambusia* pour les aider ou pour suppléer à leur action, le cas échéant. En effet, cette action, comme chaque fois que l'on fait

appel à un moyen de lutte biologique, est sujette à variations et est influençable par des facteurs très divers.

En résumé, il n'est guère de collections d'eau, sauf celles à caractère par trop temporaire, qui ne puissent bénéficier d'une mesure si simple et si peu coûteuse. Aussi, nous nous efforçons de continuer dans ce sens l'œuvre du Professeur Brumpt qui a déjà rendu un grand service à la Corse en favorisant l'acclimatement et la dissémination du *Gambusia holbrooki* sur tout son territoire.

Bibliographie

Boyer (L.). — *Le* Gambusia. *Prophylaxie du paludisme.* Blanc et Gauthier, Rabat, 1928.

Brumpt (E.). — *Précis de Parasitologie*, 4e édition, 1927, Masson et Cie, Paris.

— Rôle du poisson vivipare américain *Gambusia holbrooki* dans la lutte contre le paludisme en Corse. *C. R. Acad. sc.*, CLXXXVI, 1928, p. 909.

De Buen. — *Medicina de los paises calidos*, II, n° 6, nov. 1929.

Coulon (G.). — Etudes pratiques pour servir à la lutte contre le paludisme. Calvi, 1928. *Siciliano*, Ajaccio.

— *Biologie du* Gambusia holbrooki. *Prophylaxie du paludisme*, Rabat, 1928, Blanc et Gauthier.

Petragnana (G.) et Castelli (A.). — Le Gambusie nella lotta anti-larvale in Provincia di Cagliari. *Rivista di Malar*, VI, 1927, p. 709-727.

Sautet (J.). — *La lutte contre le paludisme en Corse.* Masson et Cie, Paris, 1928.

Sella (M.). — I pesci larvifagi e un esperimento di campagna antimalarica con le Gambusie à Rovigno d'Istria. *Rivista di Malar*, VI, 1927, p. 881.

Services antipaludiques de la Corse.

LES *TRICHOPHYTON* A CULTURE FAVIFORME SUR MILIEUX NATURELS ET MILIEUX A BASE DE POLYSACCHARIDES DE LANGERON ET MILOCHEVITCH

Par E.-A.-R.-F. BAUDET

Dans leur travail sur la morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides (1), Langeron et Milochevitch mentionnent que les mégaspores ont montré sur milieux naturels la morphologie classique, décrite par Sabouraud pour les *Trichophyton* et que les formes de souffrance ont disparu sur ces milieux. Ils ont obtenu les meilleurs résultats avec les mégaspores duveteux, tandis que les résultats fournis par les mégaspores faviformes furent médiocres, de sorte que leur culture n'a pas apporté beaucoup de lumière sur leurs affinités. Les souches employées par ces auteurs provenaient de la collection Sabouraud et ils pensaient que le vieillissement de ces souches était la cause pour laquelle ils n'ont rien pu obtenir de caractéristique sur milieux naturels. Dans un cas, ils ont pu disposer d'une souche de *Trichophyton album*, isolée récemment d'un veau. Par ensemencement sur dextrine jaune et sur amidon-peptone, ils ont vu se développer un mycelium à articles en raquettes et des vrilles. Le repiquage sur milieux naturels donnait un duvet pauvre, portant des massues et des ébauches de spores. Les formes de souffrance qui se présentent toujours dans les cultures sur milieux sucrés, ne furent pas observées sur ces milieux naturels.

Grâce à l'amabilité du Dr A. Beyers, qui a bien voulu récolter le matériel, j'ai pu isoler des cultures de quatre cas de teigne du bœuf.

L'examen microscopique des poils nous a montré que, dans tous les cas, nous avions affaire à un *Trichophyton* mégasporé. Les spores mesuraient de 9 μ 5 sur 6 μ à 7 μ sur 4 μ 5 (fig. 1, pl. XII).

(1) *Annales de Parasitologie*, VIII, 1930, p. 422-436 et p. 465-508.

Cultures sur milieu d'épreuve. — Toutes les cultures que nous avons obtenues sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100 se développaient très lentement à la température du laboratoire. Les cultures furent placées à la lumière et non à l'obscurité. Pendant la journée, la température du laboratoire variait entre 18-25° C. et montait à certains jours jusqu'à 27° C.

Les cultures étaient analogues à celles qui provenaient d'un veau et que nous avons déjà décrites dans un mémoire, publié dans ces *Annales* (VII, 1929, p. 521) ; ces cultures correspondaient au *Trichophyton album* Sabouraud, 1909.

Fig. 1. — *Trichophyton album*, culture de 20 jours sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100 ; *a*, chlamydospore terminale ; *b*, germination des spores.

Dans les quatre cas que nous étudions aujourd'hui, il s'est développé une culture plus ou moins glabre, qui au bout de quelque temps se couvrait d'un duvet très court et peu visible (fig. 4, pl. XIII).

Dans les cultures secondaires sur le même milieu sucré, on observait quelquefois un duvet plus ou moins distinct (fig. 5, pl. XIII). Les cultures étaient faites avec des fragments de poils qui, dans quelques cas, avaient passé par l'alcool avant l'ensemencement. Notre opinion est que, quand le matériel est tout frais et immédiatement ensemencé après la récolte, il est bon de traiter les poils par l'alcool pour éviter les souillures bactériennes. Dans le cas

où le matériel a été conservé pendant quelque temps entre des lamelles enveloppées de papier, ces souillures sont moins à craindre. Nous avons obtenu de belles cultures avec du matériel qui avait été conservé de cette façon pendant plus de quatre mois.

L'aspect microscopique était donc celui d'une culture avec des formes de souffrance, sans organes de fructification, mais surtout des arthrospores et quelquefois des terminaisons en massue et des chlamydospores terminales pédiculées (fig. 1 et 2).

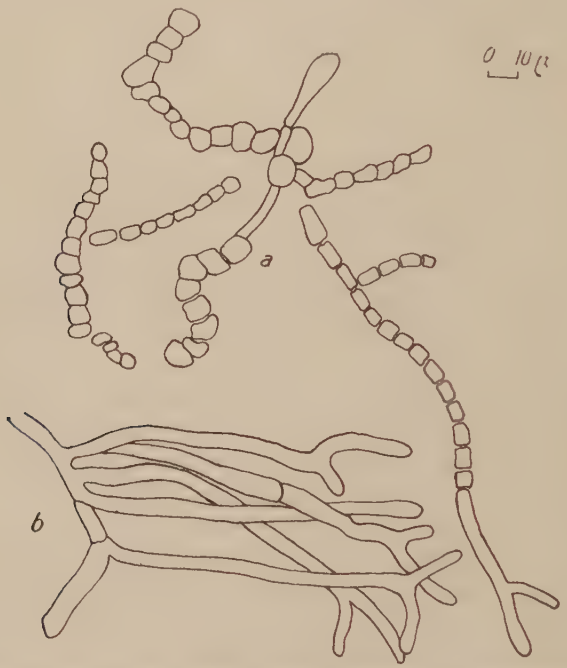


Fig. 2. — *Trichophyton album*, culture de 11 jours sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100 ; *a*, arthrospores ; *b*, terminaisons en massues.

Cultures sur milieux naturels

Le fait que nous avions à notre disposition du matériel frais, nous semblait favorable pour obtenir des cultures sur milieux naturels. Nous avons ensemencé sur grains d'orge, de blé, d'avoine et sur crottin de cheval. Ces milieux furent préparés comme l'ont indiqué Langeron et Milochevitch.

Cultures sur grains d'orge. — Ce milieu nous a paru préférable aux autres ; c'est sur lui que nous avons obtenu le meilleur

développement. Déjà, après quinze jours, les grains d'orge montraient de petites zones couvertes d'un duvet poudreux. Dans les cultures de deux mois, les grains sont plus ou moins complètement couverts de ce duvet (fig. 1, pl. XIII). Nous avons observé que le champignon se développe mieux quand les grains d'orge ne sont pas trop humides. S'il y a trop d'eau, on n'observe de développement que sur quelques grains ; dans le premier cas, au bout d'un certain temps, presque tous les grains sont couverts d'un duvet court et plus ou moins poudreux.

Pour ensemencer ces milieux avec nos cultures de *Trichophyton album*, nous sommes partis d'une culture jeune sur gélose glycosée à 4 p. 100. Nous avons aussi essayé d'ensemencer directement les croûtes et les poils. Dans la plupart des cas cela n'a pas réussi, même après un court passage du matériel par l'alcool. L'épaisseur des croûtes empêche une imbibition suffisante par l'alcool, de sorte qu'il se développait dans les cultures des champignons saprophytes. Dans quelques cas cependant ces cultures directes ont réussi et ont donné des cultures pures du dermatophyte (fig. 2, pl. XII). Dans ces cultures, on pouvait observer en même temps les chaînes de spores provenant du matériel ensemencé, le nouveau mycelium et les fructifications en forme de grappes composées.

Aspect microscopique des cultures sur grains d'orge. — Ces cultures nous ont montré des grappes composées (fig. 2, pl. XIII) et quelquefois le type *Acladium*. Ces grappes ont été déjà observées dans des cultures de 15 jours. Dans un cas (cas 2) se sont formés quelques fuseaux (fig. 3, pl. XIII). Dans toutes les autres cultures, nous avons surtout observé des grappes composées. Dans les cultures âgées de 3 mois, divers grains étaient couverts d'une couche assez épaisse composée d'hyphes et surtout d'aleuries libres. Nous n'avons pas réussi à démontrer des vrilles. Dans quelques cas, nous avons bien observé un mycelium plus ou moins contourné (fig. 6, pl. XIII), mais jamais des vrilles authentiques.

Cultures sur grains de blé. — Sur ce milieu, nous n'avons obtenu que des cultures très pauvres. Le développement du dermatophyte se montrait là où il y avait eu contact avec le matériel ensemencé, de sorte qu'on ne voyait presque pas de développement sur les grains voisins. Les grains étaient seulement partiellement couverts d'un duvet poudreux.

A l'examen microscopique, nous avons vu beaucoup d'hyphes, et quelques grappes composées. Dans les cultures plus âgées, ces hyphes avaient produit des spores (aleuries) et on y observait

aussi des aleuries libres, probablement à cause de la dilacération. Nous n'avons pas réussi à démontrer des vrilles ou des fuseaux.

Cultures sur grains d'avoine. — Ce milieu est celui qui s'est prêté le moins à la culture des *Trichophyton* faviformes, originaires du bœuf. D'une vingtaine de tubes, ensemencés avec de petits morceaux de cultures sur gélose à 4 p. 100, nous n'avons obtenu que trois cultures positives, avec un développement médiocre. Sur quelques grains on n'observait que de petits endroits couverts d'un duvet à peine visible.

L'examen microscopique nous a montré des hyphes et quelques grappes composées. Deux cultures avaient même un peu l'aspect microscopique d'une culture souffrante. Il nous semble que l'avoine n'est pas un milieu favorable pour ces *Trichophyton* faviformes.

Cultures sur crottin de cheval. — Nous n'avons pas réussi à obtenir des fructifications dans ce milieu. Nous l'avons préparé suivant les indications de Langeron et Milochevitch et nous avons ensemencé sur crottin humide et moins humide. Les cultures étaient placées à la température du laboratoire et à l'étuve à 24° C. Dans quelques cultures, nous avons pu constater un développement médiocre. On y trouvait des filaments, mais sans fructifications. Langeron et Milochevitch, ayant ensemencé leur *Tri-*

Explication des Planches XII et XIII

Planche XII

Fig. 1. — Poil de vache, *Trichophyton* mégasporé × 340.

Fig. 2. — Ensemencement direct sur grains d'orge.

Planche XIII

Fig. 1. — Colonies de *Trichophyton album* sur grains d'orge × 4.

Fig. 2. — *Trichophyton album*, aspect microscopique d'une culture de deux mois sur grains d'orge : grappes composées avec aleuries × 250.

Fig. 3. — *Trichophyton album*, fuseau développé dans une culture sur grains d'orge × 1200.

Fig. 4. — *Trichophyton album*, culture de six mois sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100. Grandeur naturelle.

Fig. 5. — *Trichophyton album*, culture de deux mois, repiquage sur milieu d'épreuve glycosé à 4 p. 100. Grandeur naturelle.

Fig. 6. — *Trichophyton album*, ébauche de vrille (?) dans une culture sur grains d'orge × 610.

FIG. 1.

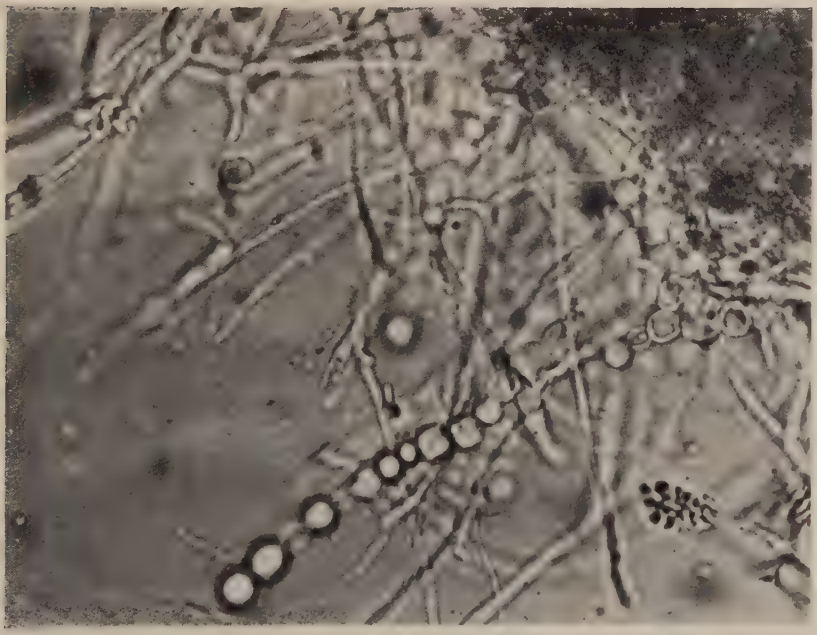
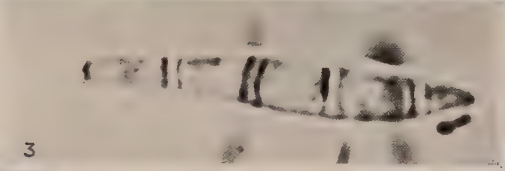


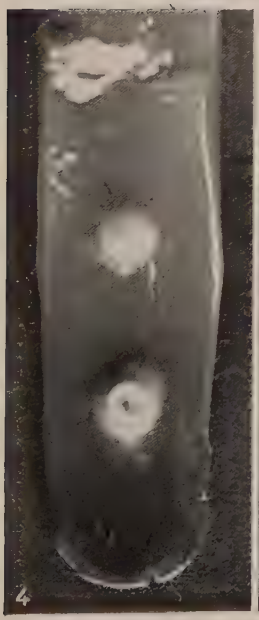
FIG. 2.

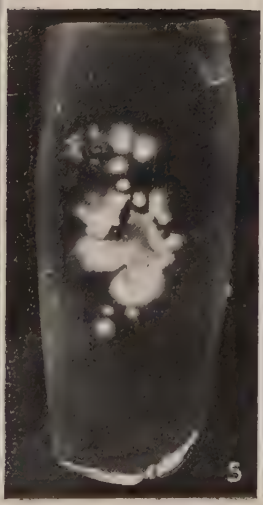
MASSON ET Cie, ÉDITEURS

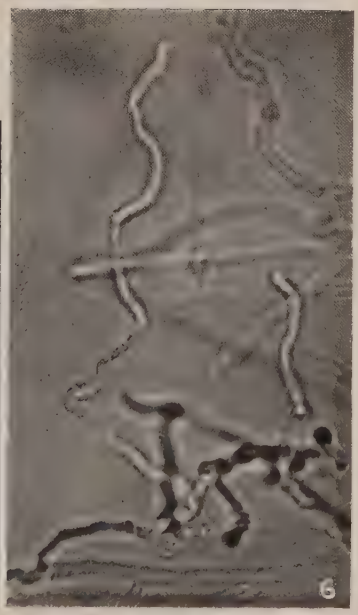
1

2


3


4


5


6

chophyton album sur ce milieu, n'ont vu qu'une seule fois un seul fuseau jeune, accompagné de quelques vrilles. Il y a sans doute des facteurs que nous ne connaissons pas encore et qui ont une influence plus ou moins favorable sur le développement de la culture dans ce milieu.

Culture sur dextrine jaune, sur dextrine blanche et sur amidon soluble. — Les souches du *Trichophyton* faviforme du bœuf s'y développaient en une culture glabre, adhérente au milieu, de sorte qu'il était difficile d'y prélever du matériel.

L'aspect microscopique nous a montré des cultures contenant un mycelium avec peu d'organes de fructification.

Sur dextrine blanche nous avons observé des hyphes avec spores latérales et dans quelques cultures sur dextrine jaune se montraient des hyphes contournées, qui avaient un peu l'aspect de vrilles, mais qui n'étaient pas typiques. En général, sur ces milieux, les colonies ne dépassaient pas un diamètre de 7-10 mm., même dans les cultures âgées de 2-3 mois.

Nous croyons que les grains d'orge sont le meilleur milieu pour obtenir les fructifications chez les *Trichophyton* à cultures faviformes. Les résultats ne sont pas encore toujours identiques, probablement à cause de quelques facteurs que nous ignorons en ce moment. Les milieux naturels de Langeron et Milochevitch nous donneront sans doute le moyen d'étudier dorénavant avec plus de succès la mycologie des *Trichophyton* à culture faviforme.

Résumé

Nous avons isolé quatre souches de *Trichophyton* chez des bovidés. L'aspect macroscopique et les caractères microscopiques de ces souches correspondaient à ceux du *Trichophyton album* Sabouraud 1909. Sur les milieux naturels, décrits par Langeron et Milochevitch, nous avons remarqué que pour ces quatre souches les grains d'orge étaient le milieu naturel le plus favorable pour obtenir des fructifications. Sur ce milieu, nous avons pu obtenir des grappes composées, le type *Acladium*, des aleuries et une fois des fuseaux. Les milieux naturels de Langeron et Milochevitch faciliteront sans doute l'étude des *Trichophyton* à culture faviforme.

Section de parasitologie, Institut des maladies parasitaires et infectieuses de la Faculté vétérinaire de l'Université d'Utrecht.

REVUE CRITIQUE

NOUVEL ADDENDUM A MON « ENUMÉRATION DES CESTODES DU PLANCTON ET DES INVERTÉBRÉS MARINS » (1)

Par **Robert-Ph. DOLLFUS.**

Ce nouvel addendum concerne seulement quelques formes larvaires.

La première ne m'est connue que par de courtes descriptions publiées par Alexandre Agassiz et A.-E. Verrill ; j'avais omis de la mentionner dans mes contributions précédentes et il n'est pas bien certain que ce soit une larve de Cestode, bien que Verrill l'ait considérée comme telle ; il est à souhaiter que les helminthologistes travaillant dans les laboratoires de la côte atlantique des Etats-Unis retrouvent ce singulier parasite et en déterminent exactement la nature.

La seconde a été sommairement décrite par Th. Studer; j'avais également omis de la mentionner dans mes contributions précédentes.

La troisième m'a été aimablement communiquée par mon collègue le Dr H. Balss et appartient au Musée de Munich.

La quatrième a été trouvée à Roscoff par M. le professeur Charles Pérez et par Mlle Simone Mouchet, qui ont bien voulu me permettre de l'examiner (2).

Chez les Cténophores

Alexandre Agassiz (1865, p. 23) a rapporté qu'il avait fréquemment trouvé, chez *Mnemiopsis leidyi* A. Agassiz, de Naushon, Buzzard's Bay (côte atlantique des Etats-Unis), de 5 à 8 vers res-

(1) *Annales de Parasitologie*, I, 1923, p. 276-300, 363-394 ; II, 1924, p. 86-99 ; VII 1929, p. 325-347.

(2) Je prie M. le Dr H. Balss, M. le Professeur Charles Pérez et Mademoiselle S. Mouchet d'agréer mes meilleurs remerciements.

semblant à une sangsue plutôt qu'à tout autre animal. Ces vers, atteignant 1 pouce à 1 pouce 1/2 de long, étaient attachés à la paroi interne de l'hôte, dans la partie supérieure du « long furrow », près de la tache oculaire. Il s'agissait d'un ver allongé, cylindrique, de couleur chair, avec 5 lignes longitudinales blanches s'étendant sur toute la longueur. La fixation avait lieu par un organe qu'Agassiz a considéré comme une bouche et qui occupait toute la partie antérieure, pouvant se clore jusqu'à n'apparaître que comme un point ou se dilater en forme d'embouchure de trompette. Agassiz, qui conserva vivant ce parasite plusieurs jours après sa séparation du *Mnemiopsis*, dit qu'il montrait des mouvements paresseux ; Agassiz a rarement trouvé un de ces *Mnemiopsis* qui n'ait pas au moins un ou deux de ces parasites (1).

A.-E. Verrill (*in* A.-E. Verrill et S.-I. Smith, 1874, p. 457), dans son rapport sur les invertébrés du Vineyard Sound et des eaux adjacentes, a rappelé l'observation d'Agassiz et mentionné que, lui-même, Verrill, avait retrouvé, chez le même hôte, un ver parasite pourpre pâle avec des bandes d'un jaune orangé pâle, qui semblait être le même que celui décrit par Agassiz, ou peut-être d'une espèce différente. C'est, dit Verrill, une espèce de « *Scolex* ».

Chez les Siphonophores

Dans la cavité du pédoncule et à la face externe d'une jeune *Agalma* sp., pêchée dans l'Atlantique, par 6°0, 9 N et 29°15, 7 W, de nombreux exemplaires d'une larve « scolex » de Tétraphylle ont été trouvés par Th. Studer (1878, p. 12-13, 23, pl. I, fig. 11, deux scolex *in situ* dans la cavité du corps d'une larve d'*Agalma*, au-dessous de la chambre à air ; pl. II, fig. 12 *a-d*, même scolex à divers états de contraction).

Cette larve « scolex » mesurait 0 mm. 1 de long, portait à l'apex une ventouse invaginale et latéralement quatre ventouses (ou bothridies) de diamètre un peu plus faible ; l'extrémité postérieure, portant le pore excréteur, était tantôt pointue, tantôt arrondie selon les mouvements ; intérieurement, se trouvaient des corpuscules calcaires brillants, ovales, relativement grands.

Dans la cavité du pédoncule de l'hôte, ces parasites se trouvaient

(1) A. Agassiz (1865, p. 23) a indiqué d'une part que Foster, en 1841, avait trouvé une espèce de « *Filaria* » sur une espèce de *Cydippe* et l'avait appelée *Tetrastoma playfairi* ; d'autre part que Greene et d'autres ont aussi vu des parasites sur des méduses d'hydroïdes. Au lieu de « Foster 1841 » il faut évidemment lire « Forbes 1840 ». Pour *Tetrastoma playfairi* Ed. Forbes et Goodsir, qui n'a rien à voir avec les filaires, voir R.-Ph. Dollfus, 1923, p. 279.

en masse, ils étaient nombreux aussi entre la paroi du sac à air et l'entoderme de la chambre à air, quelques-uns étaient fixés extérieurement sur le pédoncule.

La description et les figures publiées par Th. Studer ne permettent pas, au moins actuellement, de se prononcer sur le genre auquel appartient cette larve « scolex ».

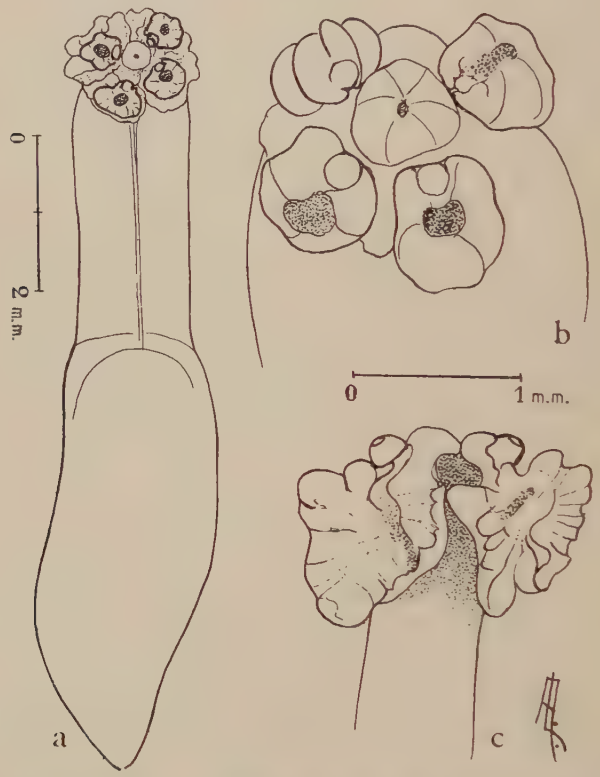


Fig. 1. — *Plerocercoïdes : Phyllobothrium* sp. de *Loligo loligo* (L.). Musée de Munich ; *a*, habitus d'un exemplaire vu de face ; *b*, *pars bothridialis* vue par en haut ; *c*, *pars bothridialis* vue de profil, d'un autre exemplaire.

Chez les Céphalopodes

Des plérocercoïdes de Phyllobothriens, ainsi que je l'ai rappelé antérieurement (1923, p. 376-377 ; 1929, p. 343-344), ont plusieurs fois été signalés chez des céphalopodes. Les exemplaires du Musée de Munich, provenant d'un *Loligo loligo* L. [= *Loligo vulgaris* Lamarck] (localité ?), appartiennent à la forme trouvée une fois, en un seul exemplaire, à Arcachon, dans l'estomac du même hôte,

par L. Cuénot (voir R.-Ph. Dollfus, 1929, fig. 17) ; ces exemplaires (fig. 1) sont remarquables par la netteté de la division de leur corps en deux régions : l'antérieure, très opaque et gardant partout la même largeur et la même épaisseur, la postérieure, translucide et allant en s'atténuant et s'amincissant vers l'extrémité postérieure.

Il semble probable que toute la région antérieure (*pars bothridialis scolecis* + *pars metabothridialis scolecis*) persiste chez l'adulte dans la même situation comme pédoncule céphalique, en avant de la zone de prolifération, tandis que la région postérieure (*pars postica scolecis*) disparaît ou n'est plus représentée qu'à l'état de vestige dans le pygidium du strobile.

Pour la description des spécimens de cette larve de *Phyllobothrium* s. str., de la collection du Musée de Munich, je renvoie à la note que j'ai publiée en collaboration avec Ch. Joyeux sur quelques cestodes de cette collection (voir Ch. Joyeux et R.-Ph. Dollfus, 1931, p. 2-4, fig. 1 *a-b*).

Chez les Décapodes Malacostracés Podophthalmes (1)

A Roscoff (Finistère), au mois d'août 1929, chez des *Eupagurus bernhardus* (L.) et *Eupagurus prideauxi* (Leach), de la baie de Morlaix, dragués par environ 40 m. de fond, Ch. Pérez et Simone Mouchet ont, plusieurs fois, trouvé un plérocercoïde de tétraphylle dont ils ont bien voulu me communiquer quelques individus.

Un seul pagure hébergeait jusqu'à six individus de ce plérocercoïde, tous les individus étaient dans les cæca de leur hôte. Sur le vivant, le parasite présentait des mouvements extrêmement vifs, s'étirant et se rétractant, déformant sans cesse ses bothridies latérales et son organe apical (myzorhynchus). Les bothridies latérales prenaient une forme pétaloïde irrégulière, avec un bord très mince diversement ondulé ; les figures 2 et 3, d'après des croquis pris par Mlle Mouchet, donnent une idée de ces déformations *in vivo*.

D'après les notes manuscrites de Mlle Mouchet, une de ces larves qui, contractée, était longue d'environ 600 µ, pouvait atteindre en extension 900 µ.

(1) A la liste précédemment publiée des Décapodes podophthalmes marins chez lesquels ont été trouvées des larves de cestodes, il faut ajouter *Cancer pagurus* Linné = « Taschenkrebs », où le cysticercoïde d'*Eutetrarhynchus ruficollum* (Eysenhardt) vient d'être signalé par O. Fuhrmann (1931, p. 281, fig. 315), ce qui porte à neuf le nombre des espèces des décapodes podophthalmes connues comme hôte de cette larve de tétrarhynque. (Voir R.-Ph. Dollfus, *Ann. Parasitol.*, I, n° 4, 1923, p. 381-383, 391).

Aucun des individus recueillis ne portait de taches rouges de pigment.

Fig. 2. — Aspect *in vivo* des bothridies d'un *Plerocercoides* : *Echeneibothrium* (gen. ?) *moucheti mihi*. D'*Eupagurus prideauxi* (Leach) de la baie de Morlaix. S. Mouchet leg., août 1929.

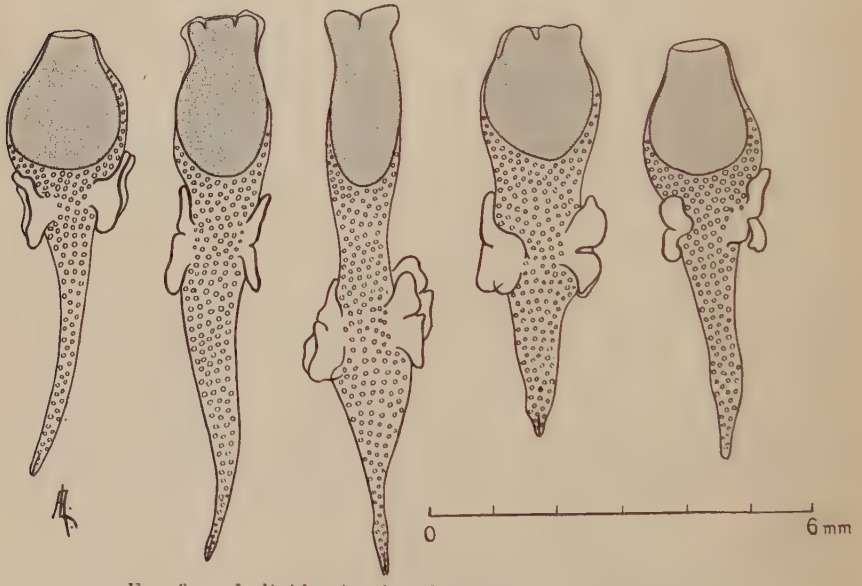


Fig. 3. — Individus *in vivo*, d'après des croquis originaux par Mlle S. Mouchet.

J'ai pu, moi-même, examiner cette larve vivante, dont trois exemplaires m'ont été aimablement donnés par Raoul Serène (5-5-1931), qui venait de les trouver chez un *Eupagurus cuanensis* Thompson

capturé à Roscoff (28-4-1931) ; ces trois exemplaires étaient dans un cæcum, près du pylore.

Fixés au repos, les grands exemplaires (fig. 4-5) ne dépassent pas, en moyenne, 1-2 cent. de long, avec une largeur maximum (au

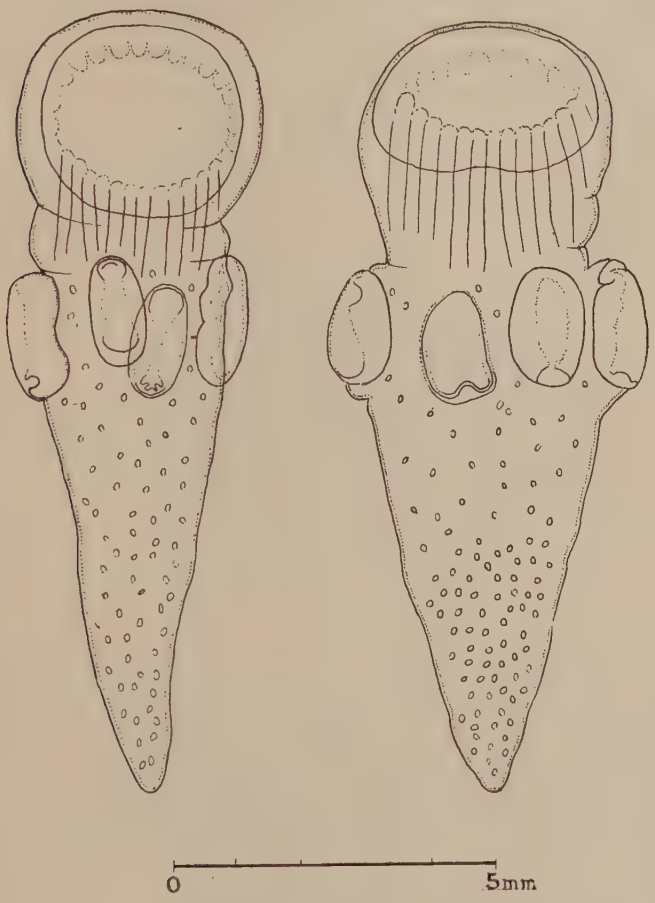


Fig. 4 et 5. — Individus colorés au carmin, montés *in toto*.

niveau de l'organe apical ou des bothridies) d'environ 4 mm. L'organe apical a une longueur d'environ 3 mm., une largeur d'environ 3 à 3 mm., 5 ; les bothridies, elliptiques, sont longues (en moyenne) d'environ 2 mm., larges (en moyenne) d'environ 1 mm. ; chacune d'elles est portée par un pédoncule surbaissé, haut d'environ 35 à 45 μ, avec une largeur d'environ 75 à 130 μ (fig. 6), selon l'état de contraction.

Par suite de la fixation, le bord libre de la bothridie se rabat vers

l'intérieur, formant un repli irrégulier, plus épais antérieurement et postérieurement que latéralement, ce qui, sur des préparations *in toto*, peut donner l'impression qu'il existe une ébauche d'aréole antérieure et une ébauche d'aréole postérieure ; mais les coupes longitudinales montrent qu'il n'existe aucune ébauche d'aréoles ; on constate seulement (fig. 6) que le fond de la bothridie est un peu ondulé transversalement.

Chez tous les exemplaires que j'ai examinés, vivants ou fixés, l'extrémité postérieure se terminait en pointe.

L'organe apical, en forme d'urne tronquée, sur le vivant, et que l'on serait tenté de prendre pour une ventouse, est une glande :

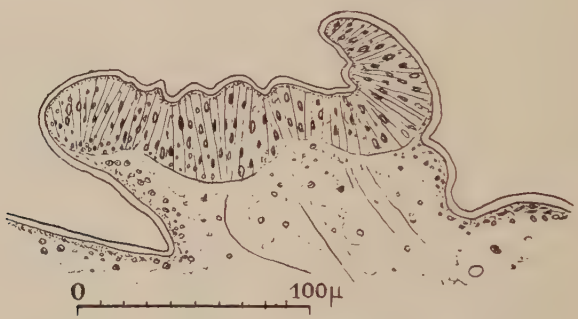


Fig. 6. — Coupe longitudinale d'une bothridie.

il est constitué par une masse compacte de cellules glandulaires à cytoplasme finement granuleux, sa paroi externe est garnie de soies (ou spinules ?) en brosse, infléchies vers l'arrière ; la base de chaque soie correspond à une granulation réfringente située sous la cuticule (fig. 7). Cette structure de l'organe apical m'a semblé mériter une attention particulière, mais ne disposant que d'une optique des plus médiocres, j'ai dû renoncer à tout examen cytologique précis.

Tout autour de l'organe apical s'insère une rangée de fibres musculaires longitudinales (fig. 4 et 5).

Les corpuscules ellipsoïdaux que l'on voit en si grand nombre dans le parenchyme *in vivo*, sont encore visibles chez les individus fixés et colorés, montés *in toto* ; ils mesurent en moyenne 10 à 15 µ.

La cuticule de la région antérieure de l'animal, jusqu'au niveau des bothridies, est très finement spinulée.

Cette larve « scolex » parasite de pagures avait-elle été déjà signalée ou décrite ? J'ai rappelé antérieurement (R.-Ph. Dollfus,

1923, p. 379-380), les observations de von Siebold (1850), P.-J. Van Beneden (1850) et Achille Vaullegeard (1895 ; 1896) de larves de tétraphylles chez des pagures.

La larve décrite par von Siebold avait des bothridies triaréolées, celle décrite par Vaullegeard, sous le nom de *Scolex paguri bernhardi* Van Beneden, avait des bothridies biaréolées « divisées chacune en deux ventouses par un septum » ; de plus, Vaullegeard a insisté sur la structure musculaire très nette de l'organe apical qu'il a considéré comme une ventouse en raison de ses fibres rayonnantes et circulaires.

Van Beneden n'a pas donné de description des larves scolex, pro-

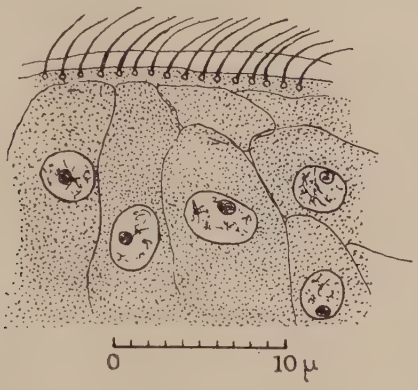


Fig. 7. — Paroi externe de l'organe apical (coupe longitudinale).

venant de pagures, qu'il a figurées et estimées appartenir vraisemblablement à deux espèces différentes. Autant que l'on peut en juger d'après les figures publiées par Van Beneden, la larve trouvée par Mlle Mouchet, le Prof. Ch. Pérez et R. Serène ne leur correspond pas.

Parmi les nombreuses larves scolex de tétraphylles trouvées dans le tube digestif de poissons (sans que l'on puisse dire, dans la plupart des cas, si le poisson est hôte normal, l'adulte correspondant ne pouvant être précisé), il y en a quelques-unes dont l'habitus rappelle notre larve scolex des pagures de Roscoff. Les deux qui lui ressemblent le plus ont été figurées par Van Beneden (1850, p. 74, 187-188, pl. I, fig. 21-22 de l'intestin de *Raia batis* L., fig. 23 de l'intestin de *Raia* sp.), mais cet auteur ne s'est pas risqué à leur donner une attribution générique.

Si nous passons en revue les divers genres de tétraphylles, ce

n'est que dans le groupe des *Echeneibothrium-Discobothrium* que nous trouvons un scolex auquel peut correspondre notre larve, en supposant que les alvéoles et plis bothridiens n'apparaissent que dans l'hôte définitif (1).

Les matériaux à ma disposition ne me permettant pas actuellement une identification certaine, je désignerai la larve en question sous le nom de *Plerocercoides : Echeneibothrium* [gen. ?] *moucheti*, nom. provis.

Bibliographie (2)

Agassiz (A.). — North American *Acalephæ*. Illustrated Catalogue of the Museum of comparative zoology at Harvard College, N° 2, Cambridge [Mass.], Febr. 1865. *Mem. Mus. comparat. Zool Harvard College*, I, p. I-XIV + 1-234, fig. 1-360.

Fuhrmann (O.). — Cestoidea. *Handbuch der Zoologie Willy Kükenthal*. II ter Bd, 1931, p. 141-416, fig. 176-435.

Joyeux (Ch.) et Dollfus (R.-Ph.). — Sur quelques Cestodes de la collection du Musée de Munich. *Zoolog. Jarhbücher System.*, 1931, p. 1-10, fig, 1.

Linton (E.). — Parasites of Fish of Beaufort, North Carolina. *Bull. Bureau of Fisheries for 1904*, XXIV, 1905, p. 321-428, pl. I-XXIV, fig. 1-249.

Studer (Th.). — Ueber Siphonophoren des Tiefenwassers. *Zeitsch. für Zoologie*, XXXI, 1878, p. 1-24, pl. I-III, fig. 1-39.

Verrill (A. E.) et Smith (S. I.). — Report upon the Invertebrate animals of Vineyard Sound and adjacent waters, with an account of the physical features of the region. *Report of Professor S. F. Baird, commissioner of fish and fisheries, on the condition of the Sea-Fisheries of the South coast of New England in 1871 and 1872*. Washington, Govern. printing Office, p. I-VI, 295-747 + Errata + 22 p. de tables, pl, I-XXXVIII, fig. 1-287.

Museum National d'Histoire Naturelle. Laboratoire des pêches coloniales.

(1) Je dois dire que, chez *Rhinebothrium* Linton 1890, que l'on considère comme synonyme d'*Echeneibothrium*, mais dont l'adulte est toujours dépourvu de myzorhynchus, la larve n'est pas un plérocercoïde, mais bien une larve à vésicule : un cysticercoïde typique, et ses bothridies montrent déjà très nettement les « loculi » des bothridies de l'adulte (Cf. Edw. Linton, 1905, p. 408, 421, pl. IX, fig. 61-66, pl. XI, fig. 68-71, pl. XI. fig. 72-74 : *Rhinebothrium* sp., larves enkystées dans les viscères d'*Opsanus tau* L., à Beaufort, (N. Carolina).

(2) Ne sont pas mentionnés à nouveau les ouvrages des listes bibliographiques antérieures (*Ann. parasitol.*, I, p. 295-300, ; 91-394 ; II, p. 89 ; VII, p. 346-347).

NOTES ET INFORMATIONS

Parasitologie chinoise. — Le *National medical Journal of China* vient de faire paraître, sous le titre de *Parasitology number*, un fascicule consacré exclusivement à des travaux de parasitologie chinoise. Le but de cette publication est de resserrer les liens qui unissent la médecine à la biologie générale et de marquer l'influence prépondérante de la parasitologie dans le développement de la médecine préventive. Or la Chine présente aux chercheurs une source inépuisable de matériel scientifique : un éminent parasitologue américain n'a-t-il pas dit que cette contrée était « criblée » de parasites.

Ce fascicule renferme 22 notes qui présentent la parasitologie chinoise sous les aspects les plus variés : clinique, expérimental, histologique, épidémiologique, statistique, taxonomique et historique. Six notes ont trait à la protozoologie : les abcès amibiens du foie sont étudiés par S.-M. Chen, G.-W. Van Gorder et Y.-K. Yuan, qui donnent une série de photographies très remarquables ; les infections par *Entamœba histolytica* dans le Nord de la Chine font l'objet d'une note de S.-M. Tao ; l'étude expérimentale du kala-azar chez le hamster est faite par T.-J. Kurotchkin, tandis que O.-K. Khaw et H.-L. Chung ont observé des faits remarquables de transmission de cette maladie par voie buccale ou digestive ; la réaction lymphatique dans la trypanosomose expérimentale par *Trypanosoma brucei* est étudiée par C.-H. Hu qui donne à ce sujet une étude cytologique approfondie du tissu lymphoïde, illustrée de sept planches.

Neuf notes sont consacrées à l'helminthologie : une étude générale de la filariose en Chine est donnée par L.-C. Feng ; H.-J. Chu a retrouvé deux espèces du genre *Bertiella* chez des galéopithèques des Philippines ; les nématodes des serpents chinois sont étudiés par H.-F. Hsu et R. Hoeppli ; R. Hoeppli, en collaboration avec H.-F. Hsu, a décrit les lésions produites par divers parasites dans le tube digestif des vertébrés et avec L.-C. Feng l'action des glandes œsophagiennes des nématodes parasites ; le traitement des helminthiases fait l'objet de deux notes historiques de B.-E. Read et de H.-S. Chu et I.-H. Chiang ; d'autres notes historiques sur *Fasciolopsis buski* sont données par O.-K. Khaw, qui étudie aussi l'hygiène générale concernant les parasites intestinaux.

Trois notes ont trait aux arthropodes : R. Hoeppli et L.-C. Feng étudient les réactions produites sur la peau par les ecto-parasites ;

L.-C. Feng donne la description morphologique et biologique des larves et nymphes d'anophèles du Nord de la Chine ; C.-P. Yang étudie l'anophélisme dans la banlieue de Pékin.

Enfin, T.-J. Kurotchkin, avec la collaboration de F.-K. Chen, C.-K. Hu et T.-L. Chin, étudie les teignes de la peau glabre, le favus et les onychomycoses.

Le paludisme, bien que jouant un rôle capital dans le sud de la Chine, ne figure pas dans le sommaire de ce fascicule, car il doit faire dans la suite l'objet d'un numéro spécial.

M. Langeron.

RÉPERTOIRE

DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX [1]

Cestodes

Cotugnia fila Meggitt. *Davaineidæ*. Intestin. Dindon. Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 250.

Raillietina fecunda Meggitt. *Davaineidæ*. Intestin. Dindon. Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 251.

Raillietina flaminiata Meggitt. *Davaineidæ*. Intestin. *Columba punicea* (Tickell, 1842), *Goura coronata* (L.) (Charadriiformes). Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 252.

Raillietina fragilis Meggitt. *Davaineidæ*. Intestin. *Columba punicea* (Tickell, 1842) (Charadriiformes). Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 252.

Raillietina pseudocyrtus Meggitt. *Davaineidæ*. Intestin. Dindon. Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 253.

Mesocestoides tenuis Meggitt. *Mesocestoididæ*. Intestin. Chien. Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 257.

Slossia Meggitt. *Nematotæniidæ*. Espèce type : *S. crociduriana*. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 258.

Slossia crociduriana Meggitt. *Nematotæniidæ*. Intestin. *Crocidura murina* (L. 1766) (Insectivores). Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 258.

Crepidobothrium fictum Meggitt. *Protocephalidæ*. Intestin. *Xenopeltis unicolor* Reinwardt, 1827 (Rept.). Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 260.

Tetrarhynchus incognitus Meggitt. *Trypanorhyncha*. Enkysté dans le mésentère. *Cerberus rhynchops* (Schneider, 1799) (Rept.). Birmanie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 261.

Ophiotaenia saphena C. P. Osler. *Proteocephalidæ*. Intestin. *Rana clamitans* (Batr.). Burt Lake, Cheboygan County, Michigan (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 183.

M. Langeron.

Viscoia P. Mola. *Viscoidæ* nov. fam. (*Cyclophylloidea*). Espèce type : *V. blanchardi* (P. Mola, 1907) (= *Tænia blanchardi* P. Mola, 1907) (parasite de *Talpa europæa* L.). *Studi Sassaresi*, (2), VII, 1929, p. 5 du tirage à part.

(1) La Direction des *Annales de Parasitologie* prie instamment les auteurs qui décrivent des espèces parasitaires nouvelles de vouloir bien lui adresser leurs travaux, *15, rue de l'Ecole-de-Médecine, à Paris*, afin qu'il en soit tenu compte dans le plus court délai. A défaut de tirés à part, on peut envoyer une liste des espèces nouvellement décrites, avec indications bibliographiques.

Onchobothrium lintoni P. Mola. *Onchobothriidæ* (= *Tetraphyllacanthidæ* Mola 1921). Valvule spirale. *Scylliorhinus stellaris* (Poiss. sélacien). Naples. *Studi Sassaresi*, (2), V, 1927, p. 482.

Oncobothrium ganfinii P. Mola. *Onchobothriidæ* (= *Tetraphyllacanthidæ* P. Mola, 1921). Valvule spirale. *Scylliorhinus canicula* L. (Poiss. sélacien). Naples. *Studi Sassaresi*, (2), V, 1927, p. 484.

Heterotetrarhynchus institatum Pintner. *Tetrarhynchoidea*. Nom. nov. (= *Tetrarhynchus corollatus* auct. pro parte). Intestin. *Heptabranchus cinereus* Gmel. et d'autres squaliformes méditerranéens. Naples. *Akad. Anz. Akad. Wiss. Wien. Sitz. math.-naturw. Klasse*, 23 avril, 1931, n° 10, p. 1 du tirage à part (1).

Callotetrarhynchus Pintner. *Tetrarhynchoidea*. Espèce type : *C. gracillimum*. *Akad. Anz. Akad. Wiss. Wien. Sitz. math.-naturw. Klasse*, 23 avril 1931, n° 10, p. 2 du tirage à part.

Callotetrarhynchus gracillimum Pintner. *Tetrarhynchoidea*. Nom. nov. (= *Anthocephalus gracilis* Rud., 1819, nec Wagener, 1854) (2). *Akad. Anz. Akad. Wiss. Wien. Sitz. math.-naturw. Klasse*, 23 avril 1931, n° 10, p. 2 du tirage à part.

Bombycirhynchus Pintner, *Tetrarhynchoidea*. Espèce type : *B. sphyrænicum* (Pintner, 1930) (3). *Akad. Anz. Wiss. Wien. Sitz. math.-naturw. Klasse*, 23 avril 1931, n° 10, p. 3 du tirage à part.

R.-Ph. Dollfus.

Nématodes

Aplectana schneideri Travassos. *Cosmocercidæ*. Intestin. *Rana temporaria*. Hambourg. *C. R. Soc. de biologie*, CVII, 1931, p. 176.

Aplectana brumpti Travassos. *Cosmocercidæ*. Intestin. *Bufo viridis*, Corse. *C. R. Soc. de biologie*, CVII, 1931, p. 176.

Aplectana stromi Travassos. *Cosmocercidæ*. Intestin. *Rana temporaria*. Russie. *C. R. Soc. de biologie*, CVII, 1931, p. 176

Cosmocerca minuscula Travassos. *Cosmocercidæ*. Intestin. *Rana temporaria*. Hambourg. *C. R. Soc. de biologie*, CVII, 1931, p. 175.

Pharyngostrongylus brevis Canavan. *Strongylidæ*. Estomac. *Macropus bernardi* (kanguroo). Australie (jardin zool. de Philadelphie). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 199.

Phascolostrongylus Canavan. *Strongylidæ*. Espèce type : *P. turleyi*. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 201.

(1) *Heterotetrarhynchus* Pintner 1929, est tombé en synonymie devant *Grillotia* Guiart 1927, même type.

R.-Ph. D.

(2) Il n'y a aucune raison pour changer le nom spécifique créé par Rudolphi : le type du nouveau genre doit donc s'appeler : ***Callotetrarhynchus gracile*** (Rud. 1819).

R.-Ph. D.

(3) Par lapsus, *commersoni* a été écrit pour *sphyrænicum* Pintner 1930 (voir *Dibothriorhynchus sphyrænaicum* Pintner 1930, de *Sphyræna commersoni* C. V.).

R.-Ph. D.

Phascolostrongylus turleyi Canavan. *Strongylidæ*. Colon. *Phascolomys mitchelli* (Rongeurs). Australie (jardin zool. de Philadelphie). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 202.

Œsophagostomum vigentimembrum Canavan. *Strongylidæ*. Intestin. *Camelus dromedarius*. Arabie. Egypte (jardin zool. de Philadelphie). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 203.

Ascaris hippopotami Canavan. *Ascarididæ*. Rendu par un jeune hippopotame. Afrique (jardin zool. de Philadelphie). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 211.

Diplotriaena bifidus Canavan. *Filaridæ* ? Péritoine. *Cyanocorax cyanopagon*, Brésil ; *C. chrysops*, Brésil, Uruguay (Passériformes). Jardin zool. de Philadelphie. *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 224.

Microfilaria actoni Sunder Rao. *Filaridæ*. Sang. Homme. Inde. *Indian journ. med. res.*, XVIII, 1931, p. 979.

Hepaticola cancerogena M. Beatti. *Trichinellidæ*. Œsophage et estomac. *Mus decumanus*. Buenos Aires. *Ztschr. für Krebsforsch.*, XXXII, 1930, p. 27.

Paraspidodera americana Khalil et Vogelsang. *Heterakidæ*. Cæcum. *Ctenomys magellanicus* (Rongeurs). Uruguay. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, III, 1931, p. 142.

Paraspidodera uruguaya Khalil et Vogelsang. *Heterakidæ*. Cæcum. *Cavia aperea* (Rongeurs). Uruguay. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, III, 1931, p. 145.

Strongyloides avium E.-B. Cram. *Rhabditidæ*. Cæca. *Gallus domesticus*. Etats-Unis (Louisiane). *North. Amer. Vet. Chicago*, X (8), 1929, p. 27.

Hœpplius Chu. *Oxyuridæ*. Espèce type : *H. spinosus*. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 155.

Hœpplius spinosus Chu. *Oxyuridæ*. Gros intestin et cæcum. *Cynocephalus volans* L. (Lémuriens). Bilar, Bohol, Philippines. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 155.

Hœpplius boholi Chu. *Oxyuridæ*. Gros intestin et cæcum. *Cynocephalus volans* L. (Lémuriens). Bilar, Bohol, Philippines. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 156.

Physaloptera reevesi Chu. *Spiruridæ*. Estomac. *Accipiter nisus* (Falconiformes). Peiping, Chine. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 157.

Ascaridia geei Chu. *Ascarididæ*. Intestin grêle. *Turtur orientalis* (Charadriiformes). Peiping, Chine. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 158.

Diplotriaena manipoli Chu. *Filaridæ*. Cavité générale. *Garrulus branchis* (Passériformes). Peiping, Chine. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 158.

Physaloptera ranae A. C. Walton. *Spiruridæ*. Kystes dans la paroi de l'estomac et de l'intestin. *Rana catesbiana* (Batr.). Nord de l'Indiana, U. S. A. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 229.

Bunonema inequale N. A. Cobb. *Rhabditidæ*. Sans autre indication. 133e réunion de la Société helminthologique de Washington. *Journ. of paras.*, XVII, 1931, p. 232.

Enterobius lagothricis J. J. C. Buckley. *Oxyuridæ*. Gros intestin. *Lagothrix humboldtii* (Platyrhinien) Pérou ; mort au Jardin zool. de Londres. *Journ. of helminthology*, IX, 1931, p. 134.

Enterobius duplicidens J. J. C. Buckley. *Oxyuridæ*. Gros intestin. *Lagothrix humboldtii* (Platyrhinien) Pérou; mort au Jardin zool. de Londres. *Journ. of helminthology*, IX, 1931, p. 137.

Longistrongylus P. L. Le Roux. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *L. meyeri*. *Journ. of helminthology*, IX, 1931, p. 141.

Longistrongylus meyeri P. L. Le Roux. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Bubalis caama* (antilope). Gobabis (South West Africa). *Journ. of helminthology*, IX, 1931, p. 142.

Syngamus felis T. W. M. Cameron. *Strongylidæ*. Bronches. *Felis tigris* (tigre). Malaisie; mort au Jardin zool. d'Edinburgh. *Journ. of helminthology*, IX, 1931, p. 147.

Nicollina sarcophili T. W. M. Cameron. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Sarcophilus harisii* (Dasyure, Marsup.). Scottish zool. Park. Edinburgh. *Journ. of helminthology*, IX, 1931, p. 153.

Herpetostrongylus Baylis. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *H. pythonis*. *Ann. and Mag. nat. hist.* (10), VII, 1931, p. 506.

Herpetostrongylus pythonis Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Python spilotes*, var. *variegatus*. Ching Do, près de Townsville, Queensland, Australie. *Ann. and Mag. nat. hist.* (10), VII, 1931, p. 501.

Herpetostrongylus varani Baylis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Varanus gouldi* (Rept.). Townsville, Queensland, Australie. *Ann. and Mag. nat. hist.* (10), VII, 1931, p. 504.

Epomidiostomum crami R. Wetzel. *Amidostominæ*. Dans la paroi du gésier. *Branta canadensis canadensis*, Back Bay, Va., U. S. A. ; *Chen cærulescens*, Parc national zool. de Washington (Ansériformes). *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, art. 21, n° 2864, p. 1-10.

Cruzia orientalis Maplestone. *Kathlaniidæ*. Intestin. Porc. Abattoirs de Calcutta. *Rec. Indian Mus.*, XXXII, 1930, p. 78.

Œsophagostomum conicum Maplestone. *Strongylidæ*. Intestin. Porc. Abattoirs de Calcutta. *Rec. Indian Mus.*, XXXII, 1930, p. 90.

Œsophagostomum suis Maplestone. *Strongylidæ*. Intestin. Porc. Abattoirs de Calcutta. *Rec. Indian Mus.*, XXXIII, 1930, p. 93.

Bourgelatioides A. C. Chandler. *Strongylidæ*. Espèce type : *B. traguli*. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, 1931, art. 23, n° 2866, p. 1.

Bourgelatioides traguli A. C. Chandler. *Strongylidæ*. Intestin grêle. *Tragulus javanicus* (Mamm.). Jardin zool. de Calcutta. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, 1931, art. 23, n° 2866, p. 2.

Cystidicola harwoodi A. C. Chandler. *Spiruridæ*. Estomac. *Salvelinus fontinalis* (Poiss.). Près d'Elisabethtown, Adirondack mountains, New-York, U. S. A. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, 1931, art. 23, n° 2866, p. 3.

Litomosoides A. C. Chandler. *Filaridæ*. Espèce type : *L. sigmodontis*. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, 1931, art. 23, n° 2866, p. 4.

Litomosoides sigmodontis A. C. Chandler. *Filaridæ*. Cavité thoracique. *Sigmodon hispidus* (Say et Ord.) (Mamm. Rongeur). Houston, Texas. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, 1931, art. 23, n° 2866, p. 5.

Filariopsis arator A. C. Chandler. *Filariopsidæ* nov. fam. Poumons. *Cebus* sp. (Mamm.). Chicago, Ill., U. S. A. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXVIII, 1931, art. 23, nº 2866, p. 6.

Oxysomatium ranae A. C. Walton. *Oxyuridæ*. Intestin. *Rana magna* (?) Iles Philippines. *Philippine journ. of sc.*, XLV, 1931, p. 352.

M. Langeron.

Acanthocéphales

Centrorhynchus itatsinis T. Fukui. *Centrorhynchidæ*. Intestin grêle. *Lutreola itatsi itatsi* Temminck (Carnivores, *Mustelidæ*). Shizuoka, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 255.

Centrorhynchus magnus T. Fukui. *Centrorhynchidæ*. Intestin grêle. *Milvus lineatus lineatus* (Gray) (Falconiformes), *Cerchneis tinnunculus japonicus* (Temm. et Schl.) (Falconiformes). Shiznoka, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 255.

Centrorhynchus microrchis T. Fukui. *Centrorhynchidæ*. Intestin grêle. Rapace indéterminé et *Nycticorax nycticorax nycticorax* (L.) (Falconiformes). Shizuoka, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 258.

Centrorhynchus corvi T. Fukui. *Centrorhynchidæ*. Intestin grêle. *Corvus* sp. (Passériformes). Shizuoka, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 260.

Porrorchis T. Fukui. *Centrorhynchidæ*. Espèce type : *P. elongatus*. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 262.

Porrorchis elongatus T. Fukui. *Centrorhynchidæ*. Intestin grêle. *Nycticorax nycticorax nycticorax* (L.) (Ciconiiformes). Shizuoka, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 264.

Diplospinifer T. Fukui. Famille inconnue. Espèce type : *D. serpenticola*. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 266.

Diplospinifer serpenticola T. Fukui. Famille inconnue. Larve enkystée dans le mésentère d'*Elaphe quadrivirgata* (Boie) (Rept. *Natricidæ-Coronellinæ*). Adulte jeune exper. chez *Felis catus domest.* Shizuoka, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 267.

Echinorhynchus parasiluri T. Fukui. *Echinorhynchidæ*. Intestin grêle. *Parasilurus asotus* (L.) (Poiss. *Siluridæ*). Lac Biwa, Japon. *Annot. zool. japonenses*, XII, 1929, p. 268.

R.-Ph. Dollfus.

Echinorhynchus robustus Datta. *Echinorhynchidæ*. Intestin. *Corvus corax, C. splendens* (Passériformes). Allahabad (Inde anglaise). *Allahabad Univ. studies*, IV, 1928, p. 59.

Acanthocephalus acutulus H. J. Van Cleave. *Echinorhynchidæ*. Intestin. *Triturus viridescens* (Batr.). Durham (Caroline du nord). *Trans. amer. micr. Soc.*, L. 1931, p. 46.

Echinorhynchus abyssicola R.-Ph. Dollfus. *Echinorhynchidæ*. Intestin. *Pachycara obesa* Zugmayer 1911 (Zoarcidé, Poiss.). Atlantique nord. *Ann. de paras.*, IX, 1931, p. 185.

M. Langeron.

Hirudinées

Glossiphonia socimulcensis E. Caballero. *Glossosiphoniidæ*. Lac de Xochimilco (Mexique). *Anales Inst. de biol., Mexico*, II, 1931, p. 85.

M. L.

Crustacés

Chondracanthus neali Leigh-Sharpe. *Chondracanthidæ*. *Malacocephalus lævis* (Poiss.) Côte S. W. de l'Irlande. *Parasitology*, XXII, 1930, p. 468.

Pennella germonia Leigh-Sharpe. Copépode. *Germo alalunga* (Poiss.). Concarneau (France). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 109.

H. Galliard.

Acariens

Euthrombidium (*Leptothrombidium*) ***formiceticola*** André. *Thrombidiidæ*. Nid de *Messor minor* E. André (Insecte). *Bull. Soc. entom. de France*, LV, 1930, p. 465.

H. G.

Anoploures

Allomenopon Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). Espèce type : *A. bucerotes* (Kellogg) (= *Menopon bucerotes* Kellogg). *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 153.

Psittacomenopon Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). Espèce type : *P. poicephalum* (Bedford) (= *Menopon poicephalum* Bedford). *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 154.

Menacanthus corvus Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). *Corvus albus*, *Heterocoraæ capensis* (Passériformes). Afrique du Sud. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 155.

Machaerilaemus urocolius Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). *Urocolius indicus transvaalensis* (Coraciiforme). Afrique du Sud. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 157.

Colpocephalum ferrisi Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). *Melanopelargus niger* (Ciconiiforme). Afrique du Sud. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 159.

Eucolpocephalum Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). Espèce type : *E. robustum* Bedford. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 161.

Eucolpocephalum robustum Bedford. *Menoponidæ* (Mallophage). *Platalea alba* (Ciconiiforme). Capetown, Afrique du Sud. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 161.

Tricholipeurus lerouxi Bedford, *Trichodectidæ* (Mallophage). *Sylviacapra grimmi* (Mamm.) Afrique du Sud. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 163.

Lipeurus waterstoni Bedford. *Trichodectidæ*. (Mallophage). *Scleroptila gariepensis pallidior* (Galliforme). Afrique du Sud-Ouest. *16th. Rep. Veter. serm. Onderstepoort*, 1930, p. 167,

Colipeurus Bedford. *Trichodectidæ* (Mallophage). Espèce type : *C. colius* (Bedford) (= *Esthiopterum colius* Bedford). *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 167.

Naubates Bedford. *Trichodectidæ* (Mallophage). Espèce type : *N. fuliginosum* (Taschenberg) (= *Esthiopterum fuliginosum* Taschenberg). *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 167.

Naubates harrisoni Bedford. *Trichodectidæ* (Mallophage). *Ardenna gravis* (Procellariiformes). Capetown. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 168.

Naubates pterodromi Bedford. *Trichodectidæ* (Mallophage). *Pterodroma macroptera* (Passériforme). Capetown. *16th. Rep. Veter. serv. Onderstepoort*, 1930, p. 170.

H. G.

Hémiptères

Triatoma arthuri Pinto. *Reduvidæ*. Venezuela. *Ann. Fac. Med. São Paulo*, 1936, I, p. 86.

Triatoma breyeri del Ponte. *Reduvidæ*. Argentine. *Bol. Soc. entom. Arg.*, I, 1929, p. 3.

Triatoma chinaï del Ponte. *Reduvidæ*. Pérou. *Bol. Soc. entom. Arg.*, I, 1929, p. 5.

Triatoma eratyrusiforme del Ponte. *Reduvidæ*. Argentine. *Bol. Soc. entom. Arg.*, I, 1929, p. 5.

Triatoma limai del Ponte. *Reduvidæ*. Brésil. *Bol. Soc. entom. Arg.*, I, 1929, p. 6.

Triatoma patagonica del Ponte. *Reduvidæ*. Argentine. *Bol. Soc. entom. Arg.*, I, 1929, p. 6.

Triatoma seai del Ponte. *Reduvidæ*. Argentine. *Bol. Soc. entom. Arg.*, I, 1929, p. 7.

Triatoma petrocchii Pinto et Barreto. *Reduvidæ*. Brésil. *Sciencia medica*, III, 1925, p. 12.

H. G.

Hyménoptères

Coccophagus lepidus H. Compere. *Braconidæ*. In *Baccacoccus* sp. ? (*Coccidæ*). Cape Town (South Africa). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 23.

Coccophagus timberlakei H. Compere. *Braconidæ*. In *Pulvinaria bigeloviæ* Ckll. (*Coccidæ*). Murray Utah (U. S. A.) *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, n° 2850, 1931, p. 28,

Coccophagus tarongaensis H. Compere. *Braconidæ*. In *Inglisia* sp. (*Coccidæ*). Sydney (Nouvelle Galles du Sud). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 34.

Coccophagus mariformis H. Compere. *Braconidæ*. In *Baccacoccus* sp. (*Coccidæ*.) Cape Town (South Africa). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 37.

Coccophagus flaviceps H. Compere. *Braconidæ*. In *Ceroplastes* sp. (*Coccidæ*). Congella (Natal) et in *Ceroplastes destructor* (*Coccidæ*) Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 39.

Coccophagus gregarius H. Compere. *Braconidæ*. In *Eriococcus* sp. (*Coccidæ*). Sydney (Nouvelle Galles du Sud). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 41.

Coccophagus specialis H. Compere. *Braconidæ*. In *Saissetia oleæ* (Bernard) (*Coccidæ*). Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 47.

Coccophagus cubaensis H. Compere. *Braconidæ*. In *Pulvinaria* sp. (*Coccidæ*). Santiago de las Vegas (Cuba). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 53.

Coccophagus pulvinariae H. Compere. *Braconidæ*. In *Pulvinaria mirwei* et *Coccus hesperidum* Linné (*Coccidæ*). Durban (Natal); in *Pulvinaria jacksoni* (*Coccidæ*), in *Inglisia* sp. (*Coccidæ*), Mayville (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931. p. 54.

Coccophagus tibialis H. Compere. *Braconidæ*. In *Saissetia oleæ* (Bernard), *Saissetia hemisphærica* (Targioni) et *Coccus viridis* (Green) (*Coccidæ*). Las Baños (Philippines). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 56.

Coccophagus isipingoensis H. Compere. *Braconidæ*. In *Coccus hesperidum* Linné (*Coccidæ*), Durban et Isipingo (Natal); in *Saissetia nigra* (Nietner) (*Coccidæ*), Barberton (Transvaal); in *Saissetia persimile* (Newstead) et *Filippia carissæ* Brain (*Coccidæ*), Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 57.

Coccophagus lutescens H. Compere. *Braconidæ*. In *Pulvinaria jacksoni* (*Coccidæ*). Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 67.

Coccophagus bivittatus H. Compere. *Braconidæ*. In *Filippia carissæ* Brain et *Saissetia oleæ* (Bernard) (*Coccidæ*), Durban (Natal) ; in *Inglisia elytropappi* Brain (*Coccidæ*), Cape Town. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 73.

Coccophagus margaritatus H. Compere. *Braconidæ*. In *Ceroplastes* sp. (*Coccidæ*), Durban (Natal) et in ? *Chrysomphalus* (*Coccidæ*), Amanzimtati (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 77.

Coccophagus spectabilis H. Compere. *Braconidæ*. In *Saissetia persimile* (Newstead) (*Coccidæ*). Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, n° 2850, 1931, p. 87.

Coccophagus speciosus H. Compere. *Braconidæ*. In *Saissetia persimile* (Newstead), *Filippia carissæ* Brain et *Coccus hesperidum* Linné (*Coccidæ*).

Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, nº 2850, 1931, p. 88.

Coccophagus clavellatus H. Compere. *Braconidæ*. In *Ceroplastes* sp., *Ceroplastes destructor* et *Coccus hesperidum* Linné (*Coccidæ*). Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, 2850, 1931, p. 89.

Coccophagus robustus H. Compere. *Braconidæ*. In *Saissetia persimile* (Newstead) (*Coccidæ*). Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, nº 2850, 1931, p. 96.

Coccophagus ishii H. Compere. *Braconidæ*. In *Eulecanium* sp. (*Coccidæ*), Nagasaki (Japon) et in *Pulvinaria camelicola* Signoret (*Coccidæ*), Kanajawa-ken (Japon). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, nº 2850, 1931, p. 104.

Coccophagus silvestrii H. Compere. *Braconidæ*. In *Lecanium* sp. (*Coccidæ*). Foochow (Chine). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, nº 2850, 1931, p. 111.

Coccophagus nigritus H. Compere. *Braconidæ*. In *Saissetia persimile* (Newstead) (*Coccidæ*). Durban (Natal). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXVIII, art. 7, nº 2850, 1931, p. 81.

R.-Ph. Dollfus.

TABLE DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux 1, 97, 193, 289, 385, 497

Bacigalupo (J.). — Evolution de l'*Hymenolepis fraterna* Stiles chez *Pulex irritans* L. ; *Xenopsylla cheopis* Rothschild et *Ctenocephalus canis* Curtis 339

Baudet (E.-A.-R.-F.). — Les *Trichophyton* à culture faviforme sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides de Langeron et Milochevitch 546

Brumpt (E.). — Transmission d'*Anaplasma marginale* par *Rhipicephalus bursa* et par *Margaropus* 4

Brumpt (E.). — Description de deux bilharzies de mammifères africains, *Schistosoma curassoni* sp. inquir. et *S. rhodaini* n. sp. 325

Brumpt (E.). — Némalthelminthes des rats sauvages (*Epimys norvegicus*) de Caracas. I. *Protospirura bonnei*. Infections expérimentales et spontanées. Formes adultes et larvaires 344

Brumpt (E.) et Chevallier (P.). — La rate et les spléno-hépatites des bilharzioses expérimentales 15

Chevallier (P.) et Brumpt (E.). — La rate et les spléno-hépatites des bilharzioses expérimentales 15

Coulon (G.) et Dinulescu (G.). — Un cas de myiase oculaire à *Œstrus ovis* L. en Corse 140

Coulon (G.) et Sautet (J.). — *Gambusia holbrooki* et paludisme en Corse. Résultats de six années de lutte antilarvaire au moyen des poissons culiciphages 530

Coutelen (F.). — Présence chez les hydatides échinococciques de cellules libres à glycogènes et à graisses. Leur rôle biologique possible 97

Coutelen (F.). — Histogénèse des cellules libres, à glycogène et à graisses, des hydatides échinococciques 101

Coutelen (F.). — Recherches sur le système excréteur des hydatides échinococciques 423

Dhayagude (R.). — Y a-t-il une électivité cutanée des teignes animales ? 368

Dinulescu (G.). — Larves d'œstrides produisant des tumeurs duodénales chez les chevaux en Espagne 503

Dinulescu (G.) et Coulon (G.). — Un cas de myiase oculaire à *Œstrus ovis* L. en Corse 140

Galliard (H.). — *Culex brumpti* n. sp. Moustique nouveau trouvé en Corse 134
Galliard (H.). — Culicides du Gabon. I. Culicinés, avec la description d'une espèce et de deux variétés nouvelles 225
Galliard (H.). — Culicides du Gabon. II. Culicinés (*suite*). Remarques sur la biologie des *Mansonioides* et d'*Aedes* (*Stegomyia argenteus*) Poiret 514
Galliard (H.) et Nitzulescu (V.). — Contribution à l'étude des phlébotomes du Gabon. *Phlebotomus sanneri* n. sp. 233
Kawatsure (S.) et Ota (M.). — Inoculabilité au cobaye et immunologie des champignons parasites du genre *Endodermophyton* Castellani 144
Langeron (M.) et Nitzulescu (V.). — *Phlebotomus larroussei* n. sp., nouvelle espèce européenne de phlébotome 72
Mandoul (A.-H.). — A propos de l'action de quelques helminthes sur l'évolution de la tuberculose 323
Milochevitch (S.). — Sur un cas de trichophytie produit par une espèce nouvelle de *Trichophyton, T. langeroni* n. sp. 456
Monod (Th.). — Sur un *Braga* du Paraguay 363
Monod (Th.) et Vladykov (V.). — Sur quelques copépodes parasites provenant de la Russie sous-carpathique 202
Morales (R.). — Un cas de lymphangite sporotrichosique au Guatemala 366
Mtschelidze (J.). — Sur un cas de dicrocœliose chez l'homme 68
Nitzulescu (V.). — Contribution à l'étude des phlébotomes du groupe *minutus, P. minutus* str. sensu et *P. parroti* 111
Nitzulescu (V.). — Sur un phlébotome nouveau du Venezuela, *P. gomezi* n. sp. 247
Nitzulescu (V.). — Deuxième contribution à l'étude des phlébotomes du groupe *minutus, Phlebotomus fallax* Parrot, 1921 256
Nitzulescu (V.). — A propos du *Phlebotomus chinensis* 261
Nitzulescu (V.). — Sur la présence en Yougoslavie du *Phlebotomus perniciosus* var. *tobbi* Adler, Theodor et Lourie, 1930 266
Nitzulescu (V.). — Essai de classification des phlébotomes 271
Nitzulescu (V.) et Galliard (H.). — Contribution à l'étude des Phlébotomes du Gabon. *Phlebotomus sanneri* n. sp. 233
Nitzulescu (V.) et Langeron (M.). — *Phlebotomus larroussei* n. sp., nouvelle espèce européenne de phlébotome 72
Nitzulescu (G.) et Nitzulescu (V.). — Essai de table dichotomique pour la détermination des phlébotomes européens 122
Nitzulescu (V.) et Nitzulescu (G.). — Essai de table dichotomique pour la détermination des phlébotomes européens 122
Ota (M.) et Kawatsure (S.). — Inoculabilité au cobaye et immunologie des champignons parasites du genre *Endodermophyton* Castellani 144
Philip (B.). — Découverte en Afrique occidentale d'*Hunterellus hookeri* Howard, parasite des Ixodidés 276

PUNTONI (V.). — Infestation des cultures de champignons par des acariens du genre *Tarsonemus*. Préservation des cultures 359
RÉMY (P.). — Présence de *Dermocystidium ranæ* Guyénot et Naville chez une *Rana esculenta* L. de Lorraine 1
RIBEIRO DOS SANTOS. — Localisation rare de l'*Hypoderma bovis* chez l'homme 512
SAUTET (J.) et COULON (G.). — *Gambusia holbrooki* et paludisme en Corse. Résultats de six années de lutte antilarvaire au moyen des poissons culiciphages 530
SCHWETZ (J.). — *Trypanosoma lewisi* et splénectomie 10
SCHWETZ (J.). — Sur quelques hématozoaires des lézards de Stanleyville et du lac Albert 193
SCHWETZ (J.). — Sur quelques hématozoaires des oiseaux de Stanleyville (Congo belge) 303
SCHWETZ (J.). — Les hématozoaires des serpents de Stanleyville (Congo belge) 303
SCHWETZ (J.). — Notes morphologiques sur les trypanosomoses animales de Stanleyville et du Congo oriental 392
SIMIC (Tsh.). — Etude complémentaire des phlébotomes de Skoplje (Yougoslavie) 104
SIMIC (Tsh.). — Présence de l'*Entamœba dispar* Brumpt dans le Sud de la Yougoslavie (Macédoine serbe) 289
SIMIC (Tsh.). — Infection expérimentale de l'homme par *Entamœba dispar* Brumpt 385
SIMIC (Tsh.). — Etude expérimentale complémentaire de l'*Entamœba dispar* Brumpt, de Skoplje, sur le chat 497
TALICE (R.-V.). — Sur une souche de *Trichophyton ferrugineum* (Ota, 1921), (*Microsporum ferrugineum* Ota, 1921), isolée à Montevideo 77
TOUMANOFF (C.). — Action des champignons entomophytes sur les abeilles 462
VLADYKOV (V.) et MONOD (Th.). — Sur quelques Copépodes parasites provenant de la Russie sous-carpathique 202

Revues critiques 162, 277, 552
DOLLFUS (R.-Ph.). — Nouvel addendum à mon « Enumération des cestodes du plancton et des invertébrés marins » 552
LOPEZ-NEYRA (C.-R.). — Relations du *Davainea madagascariensis* et des espèces parasites des mammifères. Considérations sur les *Davainea* 162
OTA (M.). — *Epidermophyton-Epidermidophyton* 277

Notes et informations 87, 185, 282, 483, 561
BRUMPT (E.). — A. Balfour (1873-1931) 282
BRUMPT (E.). — Bibliographie de la bilharziose 282
COUTELEN (F.). — Technique simple de fixation et de coloration des cellules excrétrices à flamme vibratile 188

Dollfus (R.-Ph.). — Acanthocéphalidé d'un poisson capturé par 4.785 m. de profondeur 185
Dollfus (R.-Ph.). — *Amœnitates helminthologicæ*. I. A propos de la création de *Lecithodendrium laguncula* Ch.-W. Stiles et M.-O. Nolan, 1931 483
Galliard (H.). — Moustiques d'Indo-Chine 284
Galliard (H.). — *Anopheles* de la Rhodésie du Sud 284
Galliard (H.). — Complications infectieuses de la filariose 285
Langeron (M.). — A. Railliet (1852-1930) 87
Langeron (M.). — Faune parasitaire de l'Inde 285
Langeron (M.). — Le bouton d'Orient en Grèce 286
Langeron (M.). — Parasitologie chinoise 561
Szpotanska (I.). — A propos du genre *Porotænia* 484

Répertoire des espèces et des genres nouveaux 88, 189, 286, 372, 485 563

Table des matières par noms d'auteurs 573

Table alphabétique des matières 577

Index du répertoire des espèces et des genres nouveaux 585

Errata 192

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

A

Abeilles (mycoses) 462
Abramis brama... 217, 219, 205, 220
Acantocéphales 185
Acanthocéphalidés 185
Accipenser 219
Accipenser sturio 217, 218
Acerina 204
Acerina cernua 217, 220
Achorion formoseum 460
Achorion schönleini 77, 459
Acrothecium parasitans 279
Achteres coregoni 219
Achteres percarum 219, 203
Achteres sandræ 219
Adlerius 275
Aedes argenteus 514, 523
Aedes domesticus 521
Aedes lineatopennis 522
Aedes nigeriensis 521
Aedes nigricephalus 521
Aedes punctothoracis 521
Aedes simpsoni 523
Aedeomyia africana 519
Agalma 553
Agama atricollis 194
Agama colonorum 193
Alactaga jaculus 340
Alburnus alborella 218
Alburnus alburnus 217, 220
Alosa alosa 219
Alosa fallax 219
Alytes obstetricans 2
Amaurestes fringilloides 318
Amibes 385, 497
Anaplasma marginale 4, 7
Andrew Balfour (Biographie) ... 282
Anguilla anguilla 217
Anguilla japonica 219
Anopheles costalis 519
Anophèles de la Rhodésie 284
Anopheles funestus 519
Anopheles mauritianus 514
Aponomma exornatum 310
Aponomma laeve 310
Ascaris lumbricoides 69
Aspergillus flavus 462
Aspergillus lepidophyton 146
Aspergillus tokelau 146
Aspius rapax 218
Aspro 204
A. Railliet (Biographie) 87
Argulidæ 220
Argulus coregoni 220
Argulus foliaceus 220
Argulus matritensis 220
Argulus phoxini 220
Argulus viridis 220
Austrobilharzia 328

B

Barbus barbus 205, 217, 219
Barbus meridionalis petenyi 219
Barbus petenyi 205
Bartonella 11
Basanistes coregoni 219
Basanistes huchonis 214, 219
Basanistes nordmanni 219
Beauveria bassiana 466
Bertiella 561
Bilharziellinæ 325
Bilharzies 325
Bilharziose 15, 282
Bilharziose expérimentale .. 15, 36
Bitis nasicornis 303
Blabera gigantea 354
Blattella germanica 352
Blicca björkna 217, 219, 220
Bodinia 144
Boodon olivaceus 303
Botrytis entomophytes 466

Bouton d'Orient 286
Braga brasiliensis 363
Braga cichlæ 363
Braga nasuta 363
Braga occidentalis 364
Braga patagonica 364
Brumptiella 163
Brumptius 275
Bunodera luciopercæ 483

C

Carassius auratus 219
Carassius carassius 217, 219
Caligidæ 217
Caligus lacustris 217
Causus rhombeatus 303
Cellules excrétrices à flamme vibratile (fixation et coloration) 188
Cellules libres à glycogène et à graisses 97, 101
Centropus senegalensis 318
Céphalopodes 554
Cephalosporium acremonium ... 359
Ceratophyllus fasciatus 341
Cercocystis 340
Cestodes.. 97, 101, 162, 339, 423, 552
Champignons 77, 144, 277, 359, 366, 456, 462 546
Champignons des abeilles 462
Champignons parasites 144
Chat (*Entamœba dispar*) 497
Cheval (tumeurs duodénales) ... 503
Chimbéré 148
Chlorophis irregularis 303
Chondracanthidæ 218
Chondrostoma nasus 219
Cladosporium herbarum 462
Clavellisa emarginata 219
Cobitis tænia 219
Codonophilus 363
Colocasia esculenta 527
Congo belge (hématozoaires) 303, 311
Congo oriental (trypanosomes).. 392
Copépodes 202, 217
Coquilletidia aurites 520
Coregonus acronius 219
Coregonus fera 218
Coregonus lavaretus 218, 220
Coregonus macrophthalmus 219
Coregonus maræna 218
Coregonus schinzi palea 217
Coregonus wartmanni..... 217, 219
Coregonus wartmanni alpinus .. 219
Coregonus wartmanni compactus 219
Coregonus widegreni 218
Corse (*Culex*) 134
Corse (*Œstrus ovis*) 140
Corse (Paludisme) 530
Cottus gobio 218, 219
Corythæola cristata 315
Culex bitæniorhynchus 228
Culex bitæniorhynchus var. *mayumbæ* 228
Culex brumpti 134
Culex decens 514
Culicidés du Gabon..... 225, 514
Culex duttoni..... 230, 514
Culex guiarti 230
Culex invidiosus 518
Culex laticinctus 136
Culex laurenti 134
Culex perexiguus 134
Culex perfidiosus 226
Culex perfuscus 516
Culex pruina 227, 514
Culex pruina var. *eschirasi* 227
Culex nyangæ 230
Culex sitiens 139
Culex rima 514
Culex theileri 136
Culex tritæniorhynchus 134
Culex univitatus 134, 515
Culex vishnui 136
Culicidés 225, 514
Culicinés 514
Culiciomyia nebulosa 518
Ctenocephalus canis 339
Ctenomyces 456
Ctenomyces mentagrophytes 369
Cténophores 552
Cymothoa 363
Cyprinus carpio 217, 219, 220

D

Dactylosoma 305
Davainea 162

Davainea asiatica 171
Davainea (des mammifères) 162
Davainea formosana 171
Davainea madagascariensis 162
Davaineinæ 162
Décapodes 555
Dermacentor reticulatus 6
Dermacentor venustus 6
Dermatophytes 368
Dermocystidium branchialis 1
Dermocystidium pusula 1
Dermocystidium ranæ 1
Didelphys murina 503
Diemictylus pyrrhogaster 219
Dichelesthiidæ 218
Dichelesthium oblongum 218
Dicrocœliose humaine 68
Dicrocœlium lanceolatum 68
Distoma ascidia 483
Distoma lagena 483

E

Echeneibothrium moucheti 556
Echinorhynchus abyssicola 187
Endodermophyton..... 144, 146
Endodermophyton castellanii ... 146
Endodermophyton concentricum, 147, 145, 152, 154 155
Endodermophyton indicum 147
Endodermophyton mansoni 146
Endodermophyton tropicale, 145, 147
Endodermophyton roquettei, 145, 148 157
Endolimax nana 290, 386
Entamœba coli 290, 386
Entamœba dispar 289, 385, 497
Entamœba dysenteriæ.. 290, 385, 497
Entamœba hartmanni 292
Entamœba histolytica 561
Entamœba minuta 292
Eosinophilie 50
Epidermophyton 277
Epidermophyton clypeiforme ... 280
Epidermophyton gypseum 280
Epidermophyton inguinale 278
Epidermophyton lanoroseum ... 280
Epimys norvegicus 344
Epidermophyton plurizoniforme. 280
Ergasilidæ 203, 217
Ergasilus baicalensis 203
Ergasilus gibbus 203, 217
Ergasilus hoferi 217
Ergasilus sieboldi 203, 217
Ergasilus surbecki..... 203, 217
Ergasilus trisetaceus 203, 217
Esox lucius 217, 219, 220
Eupagurus bernhardus 555
Eupagurus cuanensis 556
Eurotium nidulans 359
Epidermophyton niveum 280
Eupagurus prideauxi 555

F

Fasciolopsis buski 561
Faune parasitaire de l'Inde 285
Ficalbia (*Ingramia*) *malfeyti* ... 519
Filariose 284
Foie granulique 40

G

Gabon (Culicidés) 514
Gambusia holbrooki 530
Gasterosteus aculeatus, 217, 219, 220
Gasterosteus aculeatus var. *dimidiata* 218
Gastrophilus inermis 503
Gastrophilus hæmorrhoidalis ... 503
Gastrophilus intestinalis 503
Gastrophilus meridionalis 503
Gastrophilus nasalis 503
Gastrophilus pecorum 503
Glossina fusca 393
Glossina palpalis 393
Glossina tabaniformis 393
Gobius fluviatilis 219
Gobio gobio 217
Gobio gobio carpathicus.... 203, 217
Gottus gobio 217
Congylonema neoplasticum 352
Grèce (bouton d'Orient) 285
Grubyella 144
Guatemala (Sporotrichose) 366

H

Hæmoproteus 319
Hæmaphysalis leachi 6
Helminthes et tuberculose 323
Hématozoaires (lézards) 193
Hématozoaires 193, 303, 311
Hemidactylus mabuiæ 193
Hepatosphæra molgarum 3
Heterobilharzia 327
Hexamitus 309
Holorupholis 303
Hucho hucho 214, 219
Hunterellus hookeri 276
Hyalomma lusitanicum 5
Hydatides échinococciques, 97, 101, ... 423
Hymenolepis fraterna 339
Hymenolepis microstoma 342
Hymenolepis nana 339
Hypoderma 503
Hypoderma bovis 512

I

Idiogenoides 163
Immunologie (champignons) ... 144
Inde (faune parasitaire) 285
Indochine (moustiques) 285
Inoculabilité (champignons) 144
Invertébrés marins (cestodes) .. 552
Isaria farinosa 467
Isopodes 363
Ixodes 4
Ixodes ricinus 5
Ixodidés (parasites des) 276

K

Kotlania 164

L

Lac Albert (hématozoaires) 193
Larroussius 275
Lampetra planeri 220
Lamproglena pulchella 218
Lecithodendrium laguncula 483
Lepeophtheirus salmonis 217
Lepeophtheirus sturionis 217
Lepeophtheirus thompsoni 217
Lepidophyton concentricum, 146, 147
Lepocolla repens 278
Lernæa cyprinacea 219
Lernæa elegans 219
Lernæa esocina 219
Lernæa huchonis 214
Lernæa phoxinacea 220
Lernæidæ 219
Lerneopoda stellata 208
Lerneopodidæ 211, 218
Leuciscus agassizi 218
Leuciscus cephalus 217, 218, 220
Leuciscus idus.... 217, 218, 219, 220
Leuciscus leuciscus 217, 218
Leucocytozoon 318
Lézards (hématozoaires) 193
Lophophyton gallinæ 278
Lota lota 218, 219
Lucioperca branchialis 217
Lucioperca lucioperca.. 217, 219, 220
Lucioperca volgensis 203, 219
Lutzia tigripes 518
Lutzia vorax 518
Lygoma fernandi 193
Lymphangite sporotrichosique.. 366

M

Mabuia maculilabris 193
Mabuia quinquetæniata 200
Mammifères (bilharzies) 325
Mammifères (*Davainea*) 162
Mansonioides africanus 520
Mansonioides uniformis 520
Margaropus annulatus microplus 4, 6
Margaropus australis microplus. 4
Margaropus calcaratus 4
Margaropus decoloratus 4
Meggittia 164
Mehelya poensis 305
Mesodendrium 484
Microbilharzia 328
Microfilaires 315
Microsporum ferrugineum 77
Mimomyia mimomyiaformis ... 520

Mnemiopsis leidyi 552
Moustiques 134, 284
Moustiques d'Indochine 285
Mucidus africanus 529
Mucidus mucidus 529
Mucidus scatophagoides 529
Mucor mucedo 462
Mus decumanus 11
Mus musculus 350
Mus rattus 10
Myase oculaire (*Œstrus ovis*) ... 140
Mycoderma 144
Mycoses des abeilles 462

N

Nemathelminthes 344
Nématodes 344
Nodules parasitaires (bilharziens) 21

O

Œstridæ 512
Œstridés 503
Œstromyia 503
Œstrus ovis (myase oculaire) .. 140
Oidium 144
Oidium concentricum 147
Oiseaux (hématozoaires) 311
Oniscus 352
Ophrygocotyloides 162
Ornithobilharzia 327

P

Paludisme en Corse 530
Paraguay (isopode) 363
Paraschistosomatium 327
Parasitologie chinoise 561
Penicillium conditaneum 462
Penicillium glaucum 463
Penicillium stoloniferum 462
Perca fluviatilis 217, 219, 220
Perca fluviatilis typica 219
Perca fluviatilis volgensis 203
Perca vulgaris 219
Periplaneta americana 352
Periplaneta australasiæ 352
Pesopsylla eucta 340
Phlébotomes 233, 247, 256, 261, 266, ... 271
Phlébotomes de Yougoslavie .. 104
Phlébotomes du Gabon 233
Phlébotomes du groupe *minutus* 111
Phlébotomes du Venezuela 247
Phlébotomes européens 122
Phlebotomus 275
Phlebotomus africanus 275
Phlebotomus argentipes 275
Phlebotomus ariasi .. 122, 127, 275
Phlebotomus atroclavatus 254
Phlebotomus barraudi 275
Phlebotomus brodeni 275
Phlebotomus brumpti 262
Phlebotomus caucasicus 122, 126, 131, ... 275
Phlebotomus chinensis, 104, 123, 128, 132, 261,..... 275
Phlebotomus chinensis var. *longiductus* 128
Phlebotomus chinensis var. *simici* 129
Phlebotomus christophersi 275
Phlebotomus clydei 275
Phlebotomus collarti 275
Phlebotomus crimicus 122
Phlebotomus demeijerei .. 245, 275
Phlebotomus evansi 253
Phlebotomus fallax 256
Phlebotomus gomezi 247, 275
Phlebotomus heizeri 275
Phlebotomus hitcheni 275
Phlebotomus hospitii 275
Phlebotomus ingrami 275
Phlebotomus intermedius ..250, 275
Phlebotomus kandelaki 275
Phlebotomus langeroni 262, 275
Phlebotomus larroussei 72, 123, 132, ... 275
Phlebotomus li 122
Phlebotomus longipalpis 253
Phlebotomus major 127, 130, 266, 275
Phlebotomus minutus var. *antennatus* 242
Phlebotomus major var. *longiductus* 104

Phlebotomus manganus 275
Phlebotomus maracayensis 253
Phlebotomus mascitti 127
Phlebotomus migonei 253
Phlebotomus minutus 111, 119, 122, 124, 129, 245, 256, ... 275
Phlebotomus neglectus 122
Phlebotomus newsteadi 275
Phlebotomus nicnic 275
Phlebotomus otamæ 253
Phlebotomus palestinensis. 111, 275
Phlebotomus panamensis 254
Phlebotomus papatasi 72, 104, 111, 122, 125, 130, ... 275
Phlebotomus parroti, 111, 124, 130 275
Phlebotomus perniciosus, 72, 104, 122, 128, 130, 263 275
Phlebotomus perniciosus var. *tobbi* 266
Phlebotomus perturbans 245
Phlebotomus philippinensis 275
Phlebotomus rangeli 253
Phlebotomus sanneri 233, 275
Phlebotomus schoutedeni 275
Phlebotomus schwetzi 275
Phlebotomus sergenti, 122, 126, 131, 256 275
Phlebotomus shorti 111, 275
Phlebotomus simillimus 275
Phlebotomus squamipleuris 275
Phlebotomus squamirostris 274
Phlebotomus squamiventris 253
Phlebotomus tejeræ 252
Phlebotomus trinidadensis 254
Phlebotomus wenyoni 263
Phobetor tricuspis 218
Phobetor ventralis 218
Phoxinus phoxinus 217, 219, 220
Piroplasma argentinum 4
Piroplasma bigeminum 4, 7
Planaria hepatica 483
Plancton 552
Plasmodium 320
Plasmodium mabuiæ 199
Plasmodium maculilabre 200
Plerocercoides 556, 560
Pleuronectes flesus 217, 220
Pneumonæces variegatus 3
Poissons (acanthocéphales) 185
Poissons culiciphages 530
Porotænia 484
Prosthodendrium 484
Protospirura ascaroidea 356
Protospirura bonnei 344
Protospirura columbiana 356
Protospirura gracilis 356
Protospirura guianensis 356
Protospirura labiodentata 356
Protospirura muricola 356
Protospirura muris 356
Protospirura numidica 356
Protospirura suslica 356
Prototænia siedleckii 484
Pseudolimax bütschlii 387
Pseudorasbora anguillicaudata .. 219
Pulex irritans 339
Pygosteus pungitius 217

R

Rana catesbiana 219
Rana esculenta 1
Rana temporaria 2
Rate 15
Rats (némathelminthes) 344
Rattus rattus frugivorus 11
Rhamnophis jacksoni 305
Rhipicephalus bursa 4
Rhipicephalus sanguineus 6, 276
Rhipicephalus simus 4
Rhodésie du Sud (anophèles) ... 284
Rhodeus sericeus 220
Rhyparobia maderæ 344
Rutilus rutilus 217, 220
Rutilus rutilus lacustris 219

S

Sabouraudites asteroides .. 151, 155
Sabouraudites audouini 84
Sabouraudites felineus 84, 369
Salmincola alpina 218
Salmincola carpionis 218
Salmincola coregonorum 218
Salmincola edwardsi 218
Salmincola extensa 218
Salmincola extumenscens 218

Salmincola fontinalis 218
Salmincola heintzi 218
Salmincola lotæ 218
Salmincola salmonea 218
Salmincola thymalli 218
Salmo salar 217, 218
Salmo trutta..... 1, 217, 218, 220
Salmo trutta fario 220
Salmo trutta typica 220
Salvelinus alpinus 218
Salvelinus salvelinus 218
Scardinius erythrophthalmus 217, 218
Schistosoma 328
Schistosoma bovis 17, 338
Schistosoma curassoni 325
Schistosoma faradjei 336
Schistosoma hæmatobium .. 15, 338
Schistosoma incognitum 337
Schistosoma indicum 337
Schistosoma japonicum ... 16, 327
Schistosoma spindalis 17, 338
Schistosoma mansoni 15, 337
Schistosoma mattheei 17, 337
Schistosoma rhodaini 325
Schistosomatium 327
Schistosomidæ 325
Schistosominæ 325
Serpents (hématozoaires) 303
Silurus glanis.... 208, 210, 217, 219
Sintonius 275
Siphonophores 553
Spinachia vulgaris 217
Splénectomie 10
Spléno-hépatites bilharziennes.. 15
Sporotrichose 366
Sporotrichum beurmanni 367
Stanleyville (hématozoaires) ... 193
Stenodus leucichthys 219
Stomoxys calcitrans 8
Syngnathus typhle 220
Syrnium nuchale 320

T

Tabanus atratus 8
Tænia demerariensis 172
Tarsonemus 359
Tarsonemus floricolus 360
Tchécoslovaquie (copépodes) ... 202
Teignes animales 368
Tenebrio molitor 342, 352
Tenebrio obscurus 352
Theileria annulata 7
Theileria mutans 7
Thersitina gasterostei 217
Thymallus thymallus 218, 220
Tinca tinca 217, 219, 220
Tinea imbricata 146
Tracheliastes gigas 212
Tracheliastes grandis 212
Tracheliastes maculatus.... 212, 219
Tracheliastes polycolpus.... 204, 219
Tracheliastes stellatus..... 208, 219
Tracheliastes stellifer 208
Trématodes..... 68, 325
Treponema theileri 4
Trichocephalus trichiurus 69
Trichoderma lignorum 463
Trichomonas 309
Trichomonas felis 498
Trichomonas intestinalis... 386, 498
Trichophyton 144, 456, 546
Trichophyton à culture faviforme 546
Trichophyton angolense 460
Trichophyton album 459, 546
Trichophyton cerebriforme 147
Trichophyton concentricum, 147, 456
Trichophyton discoides 459
Trichophyton ferrugineum... 77, 84
Trichophyton ferrugineum var. *uruguayensis* 85
Trichophyton glabrum 459
Trichophyton interdigitale 280
Trichophyton langeroni 456
Trichophyton luxurians 460
Trichophyton marginatum 460
Trichophyton ochraceum 459
Trichophyton pedis 280
Trichophyton plicatile 148
Trichophyton violaceum..... 84, 460
Tricercomonas hominis 386
Triton alpestris 1
Triton cristatus 1
Triton marmoratus 1
Triton palmatus 1
Trutta irideus var. *shasta* 220
Trypanosomes 10, 315, 392
Trypanosomoses animales 392

Trypanosoma brucei 409, 561
Trypanosoma bycanistes 315
Trypanosoma cazalboui 392
Trypanosoma cristatæ 317
Trypanosoma dimorphon 392
Trypanosoma lewisi 10
Trypanosoma pecorum 416
Trypanosoma rotatorium 195
Trypanosoma theileri 395
Trypanosoma tragelaphi 314
Trypanosoma uniforme 393
Tumeurs duodénales (œstridés) . 503

U

Uranotænia abnormalis 529
Uranotænia inornata 529
Uranotænia pallidocephala 529

V

Varanus 193
Varanus niloticus 200
Vimba vimba 217

X

Xenopsylla cheopis 339
Xeroderma pigmentosum 151

Y

Yougoslavie (amibes) 289

INDEX DU RÉPERTOIRE DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Acanthocephalus acutulus, 567.
Achteres sibirica, 382.
Acoleorhynchus, 375.
Actinomyces dermatonomus, 485.
Actinomyces keratolytica, 485.
Acremoniella olivæspora, 486.
Aedes (Finlaya) embuensis, 95.
Aedes (Finlaya) ingrami, 95.
Aedes (Dunnius) kummi, 95.
Aedes (Dunnius) natalensis, 95.
Aedes nyasæ, 95.
Aedes simici, 93.
Aegoniscus, 382.
Aegoniscus gigas, 382.
Agamofilaria taperæ, 378.
Agamofilaria tijeretæ, 378.
Allomenopon, 568.
Amphipsylla transbaïkalica, 92.
Ampullacula, 491.
Ancyrocephalus manilensis, 493.
Anopheles amaurus, 384.
Anopheles candidiens, 94.
Anopheles chodukini, 384.
Anopheles garnhami, 95.
Anopheles multicinctus, 95.
Anopheles (Anopheles) neomaculipalpus, 384.
Anopheles (Anopheles) shannoni, 384.
Anopheles walravensi, 95.
Anoplophrya marylandensis, 191, 490.
Anoplostongylus heydoni, 380.
Apanteles baoris, 96.
Apanteles chinensis, 96.
Apanteles coffea, 96.
Apanteles earterus, 96.
Apanteles eucosmæ, 95.
Apanteles flagellator, 96.
Apanteles gratiosus, 96.
Apanteles insolens, 96.
Apanteles jujubæ, 95.
Apanteles laxatus, 96.
Apanteles mianje, 95.
Apanteles neavei, 95.
Apanteles pistrinariæ, 95.
Apanteles rufulus, 96.
Apanteles sundanus, 96.
Aphallus, 372.
Aplectana brumpti, 564.
Aplectana schneideri, 564.
Aplectana stromi, 564.
Apocepon, 88.
Apocepon pulcher, 88.
Aporobopyrus gracilis, 90.
Aporobopyrus johannis, 90.
Aprocta meirai, 380.
Armigeres fimbriatus, 95.
Ascaridia geei, 565.
Ascaridia subequalis, 379.
Ascaris hippopotami, 565.
Ashworthius, 380.
Ashworthius pattoni, 380.
Aspergillus polychromus, 486.
Astiotrema elongatum, 493.
Astiotrema loossi, 493.
Astrorchis, 373.

Babesia crociduræ, 190.
Balantidioides, 491.
Balantidium amblystomatis, 191.
Bertarellia leptodactyli, 486.
Blastomycoides lanuginosus, 189.
Blepharoconus benbrooki, 491.
Blepharocoris cardio-nucleata, 491.
Blepharosphæra ellipsoidalis, 490.
Bodinia abyssinica, 486.
Bombycirhynchus, 564.
Bopyrella asymmetrica, 90.

Bopyrella choprai, 89.
Bopyrella lata, 90.
Bopyrella megatelson, 89.
Bopyrella mortenseni, 89.
Bopyrella richardsoni, 90.
Bopyrella thomasi, 89.
Bopyrina choprai, 90.
Bopyrina striata, 90.
Bourgelatioides, 566.
Bourgelatioides traguli, 566.
Brachypogon africana, 94.
Braunotrema, 374.
Bunonema inequale, 565.

Caligus regalis, 381.
Callotetrarhynchus, 564.
Callotetrarhynchus gracillimum, 564.
Camallanus baylisi, 378.
Cardiochiles adina, 384.
Caryophylleus acutus, 375.
Caryophylleus indicus, 288.
Caryophylleus javanicus, 375.
Caryophylleus microcephalus, 375.
Caryophylleus oxycephalus, 375.
Caryophylleus serialis, 375.
Caryophylleus tenuicollis, 375.
Catatropis gallinulæ, 287.
Catenotænia oranensis, 288.
Centrorhynchus corvi, 567.
Centrorhynchus itatsinis, 567.
Centrorhynchus microrchis, 567.
Centrorhynchus magnus, 567.
Cephalosporium serræ, 486.
Ceratospira thriponaxis, 379.
Ceratophyllus gallinæ kievensis, 92.
Ceratophyllus læviceps mongolicus, 92.
Ceratophyllus vagabondus orientalis, 92.
Cercaria chromatophora, 287.
Cercaria echinomorpha, 287.
Cercaria helvetica, 492.
Cercaria infracaudata, 288.
Cercaria nicobarica I, 494.
Cercaria nicobarica II, 495.
Cercaria nicobarica III, 495.
Cercaria nicobarica IV, 495.
Cercaria nicobarica V, 495.
Cercaria oscillatoria, 287.
Cercaria projecta, 288.
Cercaria pygocytophora, 287.
Cercaria sudanensis n° 1, 494.
Cercaria sudanensis n° 2, 494.
Cercaria sudanensis n° 3, 494.
Cercarioides baylisi, 192.
Cercomonas gambusiæ, 191.
Chaunocephalus paduriformis, 495.
Chiastopsylla quadrisetis, 93.
Chloromyxum legeri, 488.
Chondracanthus neali, 568.
Cladocystis, 372.
Clementeia, 380.
Clementeia clementi, 380.
Clinostoma clarias, 492.
Clinostoma chrysichthys, 492.
Clinostoma phalocrocoracis, 492.
Coccophagus bivittatus, 570.
Coccophagus clavellatus, 571.
Coccophagus cubaensis, 570.
Coccophagus flaviceps, 570.
Coccophagus gregarius, 570.
Coccophagus insipingoensis, 570.
Coccophagus ishii, 571.
Coccophagus lepidus, 569.
Coccophagus lutescens, 570.
Coccophagus margaritatus, 570.
Coccophagus mariformis, 570.
Coccophagus nigritus, 571.
Coccophagus pulvinariæ, 570.
Coccophagus robustus, 571.
Coccophagus silvestrii, 571.
Coccophagus specialis, 570.
Coccophagus speciosus, 570.
Coccophagus spectabilis, 570.
Coccophagus tarongaensis, 570.
Coccophagus tibialis, 570.
Coccophagus timberlakei, 569.
Coccidioides brasiliensis, 190.
Cœlomocyces chironomi, 189.
Colipeurus, 569.
Colpocephalum ferrisi, 568.
Coniosporium onychophilum, 486.
Cosmocerca minuscula, 564.
Cosmocercoides, 376.
Cosmocercoides pulcher, 376.
Cosmocercoides tridens, 376.
Cotugnia fila, 563.
Crangonobdella, 381.
Crangonobdella murmanica, 381.
Cratærina seguyi, 94.
Crenosoma potos, 378.
Crepidobothrium fictum, 563.

Crepidostomum isostomum, 493.
Crocodilicola, 373.
Cruzia fülleborni, 378.
Cruzia orientalis, 566.
Crycophorus, 380.
Crycophorus lutzi, 380.
Cryptococcus corallinus, 485.
Cryptococcus mitis, 189.
Cryptococcus psicrofilicus, 189.
Cryptococcus radiatus, 486.
Ctenocephalides, 93.
Ctenocephalus isochætus, 92.
Ctenophthalmus congeneroides, 92.
Ctenopsylla sexdentata, 91.
Culex hancocki, 95.
Culex martinii, 93.
Culex (*Neoculex*) *simplicicornis*, 95.
Cyclocoelum corrugatum, 491.
Cylicocyclus bulbiferum, 380.
Cystidicola canadensis, 381.
Cystidicola harwoodi, 566.
Cystipsylla, 92.
Cystipsylla kiritschenkoi, 93.

Dactylogyrus bini, 492.
Debaryomyces mucosus, 486.
Dendromyia bicompressa, 93.
Dendromyia ocumarensis, 93.
Diasia, 495.
Diasia diasi, 495.
Dihemistephanus sturionis, 288.
Dilepsis sedovi, 288.
Dinurus magnus, 494.
Diplodiscus intermedius, 288.
Diplospinifer, 567.
Diplospinifer serpentocola, 567.
Diplotriæna bifidus, 565.
Diplotriæna corrugata, 379.
Diplotriæna isabellina, 376.
Diplotriæna manipoli, 565.
Diplotriæna skriabini, 376.
Disophrys sissoo, 96.
Distoma amphoræformis, 286.
Distoma meheliji, 286.
Distoma trigonostoma, 286.
Djombangia, 375.
Djombangia penetrans, 375.
Dorisiella, 190.
Dorisiella scolelepidis, 190.
Duandrya composita, 288.
Dudekemia, 380.
Dudekemia brevicaudata, 380.
Dudekemia inerme, 380.
Dudekemia multispinosa, 380.
Duplorbis ocarina, 88.

Echidnophaga oschanini, 92.
Echinorhynchus abyssicola, 567.
Echinorhynchus parasiluri, 567.
Echinorhynchus robustus, 567.
Echinostoma australe, 287.
Echinostoma bancrofti, 287.
Eimeria belawini, 487.
Eimeria bukidnonensis, 487.
Eimeria citelli, 191.
Eimeria (?) *escomeli*, 191.
Eimeria felina, 487.
Eimeria galli-valerioi, 190.
Eimeria hegneri, 190.
Eimeria leptodactyli, 487.
Eimeria monacis, 191.
Eimeria (?) *nölleri*, 191.
Eimeria os, 488.
Eimeria perforoides, 488.
Eimeria sibirica, 487.
Eimeria wassilewskyi, 190.
Elephantolœmus, 384.
Elephantolœmus indicus, 384.
Embadomonas blattæ, 490.
Embadomonas dobelli, 490.
Embadomonas ruminantium, 489.
Endamœba gedœlsti, 487.
Endoblastidium, 486.
Endoblastidium caulleryi, 486.
Endoblastidium legeri, 486.
Enterobius lagothricis, 565.
Enterobius duplicidens, 566.
Entomelas, 379.
Eperythrozoon noguchii, 486.
Eperythrozoon perekropovi, 486.
Epipenæon nobilii, 90.
Episthmium oscari, 495.
Episthmium proximum, 495.
Epomidiostomum crami, 566.
Ergasilus baicalensis, 381.
Eucoleus corvicola, 379.
Eucoleus laricola, 379.
Eucoleus strumosa, 379.
Eucolpocephalum, 568.
Eucolpocephalum robustum, 568.

Eumegacestes perodiosus, 496.
Euparadistomum, 374.
Euparadistomum varani, 374.
Euparyphium guerreroi, 373.
Eupoterion, 490.
Eupoterion pernix, 490.
Euryhelmis, 372.
Eurytrema cuyabai, 495.
Eusimulium turgidum, 383.
Euthrombidium (*Leptothrombidium*) *formiceticola*, 568.
Eutrichomastix axostylis, 490.

Faba, 88.
Faba glabra, 88.
Faba setosa, 88.
Faustula, 372.
Filaria nicollei, 378.
Filaria tenuis, 378.
Filariopsis arator, 567.
Fornicia africana, 96.
Fornicia thoseæ, 384.
Frontopsylla subula, 92.
Fusarium moronei, 486.
Fusispirochæta cæci-gallorum, 190.

Ganeo tigrinum, 372.
Ganaspis carvalhoi, 384.
Gastris sclerops, 496.
Genolopa elongata, 494.
Genolopa minuta, 494.
Gephyrolina, 375.
Gigantobilharzia monocotylea, 287.
Glenosporella dermatitidis, 486.
Glossiphonia socimulcensis, 568.
Glugea acerinæ, 190.
Grahamella sanii, 190.
Gyrodactylus japonicus, 492.

Hæmogregarina capsulata, 487.
Hæmogregarina cenchridis, 487.
Hæmogregarina columbæ, 487.
Hæmogregarina romani, 487.
Halipegus rossicus, 192.
Harmostoma horisawai, 374.
Harpagomyia jacobsoni, 95.
Hedruris brevis, 379.
Hedruris spinigera, 381.
Helicometra asymetrica, 496.
Heligmosomoides halli, 375.
Heligmosomoides skriabini, 377.
Heligmosomoides travassoi, 375.
Heligmosomoides yorkei, 375.
Hematodinium, 488.
Hematodinium perezi, 488.
Hepaticola cancerogena, 565.
Heptalobus, 88.
Heptalobus paradoxus, 88.
Herpetostrongylus, 566.
Herpetostrongylus pythonis, 566.
Herpetostrongylus varani, 566.
Heterakis altaica, 381.
Heterotetrarhynchus institatum, 564.
Hexamastix claviger, 489.
Hexamastix conclaviger, 489.
Hexamastix disclaviger, 489.
Hexamastix laticeps, 489.
Hexamastix termopsidis, 489.
Hippocrepis, 496.
Hippocrepis fuelleborni, 373.
Hodgesia nigeriæ, 95.
Hodgesia psectropus, 95.
Hœpplius, 565.
Hœpplius boholi, 565.
Hœpplius spinosus, 565.
Hymenolepis arvicolæ, 375.
Hypocepon, 383.
Hypocepon enoeensis, 383.
Hysterolecitha elongata, 494.

Ischnopsyllus kolenatii, 92.
Isoparorchis tandani, 287.
Isospora wladimirovi, 487.

Janickia, 192.
Janickia volgensis, 192.

Lacerdaia, 495.
Lacerdaia lacerdaia, 495.
Lamprogleva werneri, 382.
Lecithochirium synodi, 494.
Lecithodendrium laguncula, 493.
Lentospora anguillæ, 488.
Lepidauchen hysterospina, 494.
Lepidopteria, 373.
Lepidopteria atra, 373.
Lepidopteria graciosa, 374.

Lepidopteria plégadis, 373.
Lepocreadium ovalis, 494.
Lernæocera megacephala, 91.
Lernæocera senegalensis, 382.
Lernæodiscus bilobatus, 91.
Lernæogiraffa, 382.
Lernæogiraffa heterotidicola, 382.
Leucochloridium parcum, 496.
Leucocytozoon monardi, 487.
Leucocytozoon vandenbrandeni, 487.
Lipeurus waterstoni, 569.
Litomosoides, 566.
Litomosoides sigmodontis, 566.
Longistriata, 377.
Longistrongylus, 566.
Longistrongylus meyeri, 566.
Lytocestus indicus, 288.

Machærilæmus urocolius, 568.
Macravestibulum, 288.
Macravestibulum obtusicaudatum, 288.
Macrobilharzia, 496.
Macrobilharzia macrobilharzia, 496.
Madurella rifanum, 189.
Mansonia bonneæ, 95.
Mansonia (M.) indiana, 94.
Megarhinus pendleburyi, 95.
Melanichneumon muciallæ, 96.
Menacanthus corvus, 568.
Mesocestoides tenuis, 563.
Meteorus dichomeridis, 96.
Meteorus tabidiæ, 96.
Meteorus trichogrammæ, 96.
Meteterakis, 378.
Meteterakis govindi, 378.
Miamyia (Miamyia) pintoi, 384.
Microblastosporon, 485.
Notocotylus tachyeretis, 493.
Microcotyle virgatarum, 493.
Microderma, 493.
Microderma elinguis, 493.
Microfilaria actoni, 565.
Microfilaria amazonæ, 377.
Microfilaria arrieroi, 377.
Microfilaria brevicaudata, 378.
Microfilaria gaminarai, 378.
Microfilaria magarinosi, 377.
Microfilaria marquesi, 377.
Microfilaria pintoi, 377.
Microgaster botydis, 96.
Microgaster plecopteræ, 95.
Microgaster tomentosæ, 96.
Microgaster vacillatrix, 96.
Microjœnia piriformis, 489.
Microjœnia ratcliffei, 489.
Monilia cataneii, 189.
Monilia inexpectata, 189.
Monilia periunguealis, 189.
Multitestis, 494.
Multitestis blennii, 494.
Mycoderma brocianum, 485.
Myiapis angellosi, 94.
Myiotabanus sarcophagoides, 93.
Myxidium lentiforme, 488.
Myxidium matsuii, 488.
Myxolobus luciopercæ, 487.

Nanophyetus, 287.
Nanophyetus schikhobalowi, 287.
Naubates, 569.
Naubates harrisoni, 569.
Naubates pterodromi, 569.
Nematodirus mugosaricus, 377.
Nemesis vermi, 91.
Neocotyle, 496.
Neocotyle neocotyle, 496.
Nephrobius, 373.
Nephrobius colymbi, 373.
Nephrocephalus microcephalus, 496.
Nephrostomum limai, 495.
Nicollina, 381.
Nicollina echidnæ, 381.
Nicollina sarcophili, 566.
Nicollina tachyglossi, 381.
Nudacotyle valdevaginatus, 496.
Nycteridostrongylus, 381.
Nycteridostrongylus uncicollis, 381.

Œsophagostomum conicum, 566.
Œsophagostomum suis, 566.
Œsophagostomum vigentimembrum, 565.
Ohridia, 373.
Ohridia panuri, 373.
Oikomonas equi, 489.
Onchobothrium ganfinii, 564.
Onchobothrium lintoni, 564.
Opalina (Cepedea) thiagi, 491.
Ophiotænia saphena, 563.
Ophthalmophagus plectropteri, 492.
Opisthometra, 372.

Orientocreadium, 374.
Orientocreadium batrachoides, 374.
Ornithobilharzia pricei, 374.
Ornithoctona idonea, 94.
Ornithoctona oxycera, 94.
Ornithodorus cholodkovskyi, 91.
Ornithodorus franchinii, 91.
Oropsylla silantievi asiatica, 92.
Osprhynchotus kingi, 96.
Ostertagia harrisi, 380.
Oxymonas dimorpha, 489.
Oxysomatium ranæ, 567.
Oxysomatium variabilis, 379.
Oxyuris cypselidæ, 380.
Oxyuris tba, 377.

Palæopsylla soricis starki, 92.
Parabaris, 496.
Parabaris parabaris, 496.
Paracoccidioides, 485.
Paraisotricha minuta, 491.
Paranisakis pectinis, 379.
Parasitaphelenchus hylastophilus, 376.
Parasitaphelenchus typographi, 376.
Parasitylenchus scolyti, 378.
Paraspidodera americana, 565.
Paraspidodera uruguaya, 565.
Parionella, 88.
Parionella decidens, 89.
Parionina, 89.
Parionina pacifica, 89.
Parioninella, 383.
Parioninella astridæ, 383.
Parvirostrum magnisomum, 374.
Paryphostomum indicum, 287.
Pauperella, 89.
Pauperella rotunda, 89.
Pennella germonia, 568.
Pentatrichomonoides, 490.
Pentatrichomonoides scroa, 490.
Perezia, 89.
Perezia gregaria, 90.
Perissopus crenatus, 381.
Phænolobus alcides, 96.
Pharyngora gracilis, 494.
Pharyngostrongylus brevis, 564.
Phascolostrongylus, 564.
Phascolostrongylus turleyi, 565.
Phlebotomus collarti, 94.
Phlebotomus demeijerei, 384.
Phlebotomus freetownensis, 94.
Phlebotomus ghesquieri, 94.
Phlebotomus heiseri, 93.
Phlebotomus hitchensi, 93.
Phlebotomus kandelakii, 93.
Phlebotomus langeroni, 384.
Phlebotomus manganus, 93.
Phlebotomus maynei, 94.
Phlebotomus philippinensis, 94.
Phlebotomus schoutedeni, 94.
Phlebotomus schwetzi, 94.
Phlebotomus sogdianus, 383.
Phlebotomus symesi, 94.
Phlebotomus tiberiadis, 94.
Phlebotomus wenyoni, 94.
Phlebotomus yusafi, 94.
Phrixus (*Eophrixus*) *lysmatæ*, 382.
Phrixus (*Eophrixus*) *enchophyllus*, 382.
Phrixus (*Eophrixus*) *lævimanus*, 383.
Phyllodistoma entercolpium, 192.
Physaloptera massinoi, 377.
Physaloptera ranæ, 565.
Physaloptera reevesi, 565.
Physichœrus, 372.
Plagioporus siliculus, 492.
Plagioporus virens, 492.
Plasmodium fallax, 487.
Plasmodium maculilabre, 487.
Platinosoma marquesi, 495.
Pleurocryptina, 90.
Pleurocryptina indica, 90.
Pleurocryptosa, 90.
Pleurocryptosa megacephalon, 90.
Pleurogenes intermedius, 192.
Pleurogenoides stromi, 373.
Plistophora chironomi, 488.
Porrorchis, 567.
Porrorchis elongatus, 567.
Pneumonœces fuelleborni, 373.
Pneumonyssus stammeri, 383.
Probopyrinella, 89.
Probopyrus dubius, 89.
Probopyrus oviformis, 89.
Probopyrus semperi, 89.
Proctotrema lintoni, 494.
Pronoprymna, 373.
Proshystera, 372.
Proshystera rossitensis, 372.
Prosorhynchus vaneyi, 288.
Prosotocus fuelleborni, 373.

Prosotocus indicus, 372.
Prosotocus vespertilionis, 192.
Prosynsynella, 90.
Prosynsynella hayi, 90.
Protanoplophrya, 491.
Protanoplophrya stomata, 491.
Proteosoma tumbayensis, 190.
Protocalliphora falcozi, 94.
Pseudaprocta gubernacularia, 379.
Psittacomenopon, 568.
Pulmonicola, 373.

Raillietina fecunda, 563.
Raillietina flaminiata, 563.
Raillietina fragilis, 563.
Raillietina (Raillietina) maplestonei, 375.
Raillietina pseudocyrfus, 563.
Ratzia, 372.
Raymondia planiceps, 93.
Raymondia quadriceps, 93.
Raymondia waterstoni, 384.
Redællia, 485.
Redællia elegans, 485.
Rhabdias incerta, 376.
Rhabdias tokyoensis, 376.
Rhadinopsylla accola, 92.
Rhadinopsylla ioffi, 91.
Rhadinopsylla socia, 92.
Rhadinopsylla vicina, 92.
Rhagorchis odhneri, 494.
Rhigonema nigella, 379.
Rictularia æthechini, 380.

Sacculina hirsuta, 91.
Sacculina pustulata, 91.
Sacculina tessellata, 91.
Salmincola baicalensis, 382.
Salmincola cottidarum, 382.
Salmincola omuli, 382.
Schizoblastosporion, 485.
Schizotorulopsis, 485.
Schizotorulopsis alfonsecai, 485.
Scolecomorpha huntsmani, 382.
Scopulariopsis lingualis, 485.
Scopulariopsis minimus, 189.
Simulium avidum, 383.
Simulium blacklocki, 94.
Simulium bovis, 94.
Simulium nyasalandicum, 94.
Simulium pseudohæmatopotum, 383.
Simulium woodi, 94.
Skrjabinelazia, 379.
Skrjabinelazia taurica, 379.
Skrjabinema rupicapræ, 378.
Slossia, 563.
Slossia crociduriana, 563.
Sphæronella serolis, 382.
Sphenophrya myæ, 191.
Sphenophrya sphærii, 192.
Spinicauda japonica, 376.
Spinometra, 493.
Spinometra kachugæ, 493.
Spirochæta caballi, 487.
Spirochæta carpanoi, 190.
Spironema cæci-gallorum, 190.
Spironoura cryptobranchi, 378.
Spiroxys allegheniensis, 379.
Splendidofilaria travassoi, 376.
Stamparia, 374.
Stamparia macedoniense, 374.
Stenoponia insperata, 93.
Stephanoprora anomala, 495.
Stomylotrema gratiosum, 496.
Streptopharagus geosciuri, 380.
Strongyloides avium, 565.
Strongyloides minimum, 380.
Stunkardia, 287.
Stunkardia dilymphosa, 287.
Subulura tetraogalli, 381.
Syngamus felis, 566.

Tæniacanthus wilsoni, 91.
Tæniorhynchus trigonophorus, 93.
Tamerlania meruli, 374.
Tanaisia elliptica, 374.
Tandanicola, 286.
Tandanicola bancrofti, 286.
Telorchis stenonura, 288.
Tersesthes luteigaster, 94.
Tetrameres creplini, 376.
Tetrameres skriabini, 376.
Tetrancistrum lutiani, 493.
Tetrarhynchus incognitus, 563.
Tetratoxum excavatum, 491.
Tetratoxum parvum, 491.
Thelazia californiensis, 379.
Thelazia philippinensis, 379.
Thrombicula agamæ, 91.

Thysaniezia, 288.
Tormopsolus, 372.
Torquenympha, 489.
Torquenympha octoplus, 489.
Torulopsis hunteri, 485.
Toxonema chironomi, 488.
Treponema cæci-gallorum, 190.
Triatoma arthuri, 569.
Triatoma breyeri, 569.
Triatoma chinaï, 569.
Triatoma eratyrusiforme, 569.
Triatoma limai, 569.
Triatoma patagonica, 569.
Triatoma petrocchii, 569.
Triatoma seai, 569.
Tricercomitus, 488.
Tricercomitus divergens, 489.
Tricercomitus termopsidis, 489.
Tricharrhen, 373.
Trichodina annulata, 491.
Trichodina ehrenbergi, 491.
Trichodina gotoi, 491.
Trichodina mirabilis, 491.
Trichodina pulchra, 491.
Tricholipeurus lerouxi, 568.
Trichomonas barbouri, 490.
Trichomonas cartagoensis, 490.
Trichomonas labelli, 490.
Trichomonas linearis, 490.
Trichomonas duboscqui, 489.
Trichomonas ruminantium, 489.
Trichoprosopon pusillum, 93.
Trichophyton pruinosum, 486.
Trichopsylla appropinquans, 92.
Trifolium, 495.
Trifolium trifolium, 495.
Trifurcata, 377.
Tritrichomonas brevicollis, 490.
Tritrichomonas holmgreni, 490.
Trombicula flui, 91, 383.
Trypanosoma bliccæ, 191.
Trichomonas diversa, 191.
Trypanosoma franchinii, 191.
Trypanosoma langeroni, 191.
Trypanosoma luciopercæ, 191.
Typhlocœlum gambense, 492.
Typhlothrombium grandjeari, 383.

Unicapsula, 488.
Unicapsula muscularis, 488.
Urosigalphus chalcodermi, 96.

Viannaia, 377.
Viannaia (*Longistriata*) *volgaensis*, 376.
Viscoia, 563.

Wardula, 373.

Xenopsylla lobengulæ, 383.
Xenopsylla trifarius, 93.

Zanciophorus cryptobranchi, 378.

Le Gérant : F. AMIRAULT.

Cahors, Imprimerie COUESLANT *(personnel intéressé)*. — 43.078